

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN – TARAPOTO
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE AGROSILVO PASTORIL
ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA



TESIS

**“Biogeografía de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) en el cultivo
de café (*Coffea arabica* L.) en la región San Martín, Perú”**

**PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:
INGENIERO AGRÓNOMO**

**PRESENTADO POR LA BACHILLER:
VICTORIA ELIZABETH MEDINA REPOMA**

**TARAPOTO - PERÚ
2017**



UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN - TARAPOTO

Unidad de Bibliotecas Especializada y Biblioteca Central

FORMULARIO DE AUTORIZACIÓN NO EXCLUSIVO PARA PUBLICACIÓN ELECTRÓNICA EN REPOSITORIO DIGITAL

1. DATOS PERSONALES

Apellidos y Nombres: FRANK SHAMIR CARBAJAL ALARCÓN DNI : 45736051

Domicilio: Caserio El Hebron S/N – Utcubamba

Teléfono 939573984

Correo Electrónico: ingshamir@gmail.com

2. DATOS ACADÉMICOS

Facultad : CIENCIAS AGRARIAS

Escuela Académico Profesional : AGRONOMÍA

3. DATOS DE LA TESIS

Título: "IDENTIFICACIÓN DE HONGOS ENDÓFITOS Y SU USO EN LA BIOPROTECCIÓN DE PLÁNTULAS DE CAFÉ PARA REDUCIR EL DAÑO DE *Colletotrichum coffeanum* EN SAN MARTÍN - PERÚ"

Año de Publicación 2017

4. AUTORIZACIÓN DE PUBLICACIÓN EN VERSIÓN ELECTRÓNICA

A través de la presente autorizo a la Unidad de Bibliotecas Especializadas y Biblioteca Central – UNSM – T, para que publique, conserve y sin modificarla su contenido, pueda convertirla a cualquier formato de fichero, medio o soporte, siempre con fines de seguridad, preservación y difusión en su Repositorio Institucional su obra a texto completo el citado título (Resolución Rectoral N° 212-2013-UNSM/CU-R).

FRANK SHAMIR CARBAJAL ALARCÓN

DNI 45736051

Fecha de recepción: ____/____/____

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN – TARAPOTO
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE AGROSILVO PASTORIL
ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA
ÁREA PROTECCIÓN DE CULTIVOS

TESIS

**“Biogeografía de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) en el cultivo de
café (*Coffea arabica* L.) en la región San Martín, Perú”**

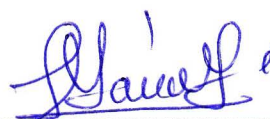
PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:
INGENIERO AGRÓNOMO

PRESENTADO POR LA BACHILLER:
VICTORIA ELIZABETH MEDINA REPOMA

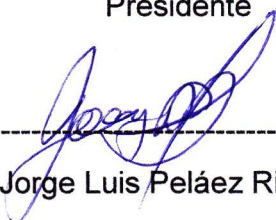
COMITÉ DE TESIS



Dr. Winston Franz Ríos Ruiz
Presidente



Ing. M. Sc. Patricia Elena García Gonzáles
Secretario



Ing. Jorge Luis Peláez Rivera
Miembro



Ing. Eybis José Flores García
Asesor

TARAPOTO – PERÚ
2017

DEDICATORIA

A **DIOS** quien es mi padre celestial, por permitirme escalar un peldaño más en la vida.

A mi madrecita en el cielo, **Rolinda Repoma Padilla**, con mucho amor y cariño le dedico todo mi esfuerzo y trabajo puesto en la realización de tesis.

A mis hermanas **Soraida Medina Repoma**, **Mary Luz Medina Repoma** y **Esther Medina Repoma** por sus cariños, compañías y apoyos incondicionales.

A mis sobrinos **Abel Nontol Flores**, **Abraham Vargas Medina**, **Bryan Vargas Medina**, **Diego Ponce Medina**, **Cielo Ponce Medina**, **Mishel Vargas Medina**, **Jonathan Verde Medina**, **Zoe Zuñiga Medina**, **Samir Vargas Medina** y **Débora Verde Medina**; y a mi tía **Rosalvina Repoma Padilla** por ser mis fuentes de inspiraciones, mis motores y motivos para luchar en la vida.

AGRADECIMIENTOS

- Gracias **DIOS** por tu amor infinito, tus bendiciones y compañía a lo largo de mi carrera profesional universitaria y tesis de pregrado; por conocer a personas extraordinarias que sumaron de una u otra forma en mi formación académica; y por brindarme una vida llena de aprendizajes y experiencias.
- A mi alma máter, la Universidad Nacional de San Martín, Facultad de Ciencias Agrarias, y a mis docentes por sus enseñanzas, dedicación y su tiempo.
- Al Fondo Nacional de Ciencia y Tecnología – FONDECYT por financiar el presente trabajo de investigación en el marco del proyecto “Biorestauración de suelos con hongos micorrízicos nativos en fincas con café arábicos (*Coffea arabica* L.) en la amazonía peruana”.
- Al ingeniero **Luis Alberto Arévalo López**, investigador principal en el proyecto “Biorestauración de suelos con hongos micorrízicos nativos en fincas con café arábicos (*Coffea arabica* L.) en la Amazonía peruana” del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP).
- Al ingeniero **Geomar Vallejos Torres** (IIAP), investigador del proyecto en mención, por darme la oportunidad de realizar la tesis de pregrado y por el apoyo otorgado.

- A mi asesor ingeniero **Eybis José Flores García**, docente de la Universidad Nacional de San Martín, por la conducción científica del trabajo de investigación. Y al co-asesor M. Sc. **Mike Anderson Corazón Guivin**, docente de la misma universidad, gracias por las orientaciones y por compartir sus conocimientos que ayudaron a concretizar la tesis.
- Al ingeniero **Cristian Koch Duarte** (IIAP) por su tiempo en el procesamiento de los datos (resultados de las evaluaciones).
- Al **Dr. Biólogo Santos Carballar Hernández**, investigador adjunto de la Universidad de la Sierra Juárez – México por su dedicación y tiempo en la identificación de los HMA a nivel de especie.
- A mis amigos Fátima, Hans, Henry, Jiuner, Karen, Omar.

ÍNDICE

RESUMEN

SUMMARY

Página

I. INTRODUCCIÓN	01
II. OBJETIVOS	03
III. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	04
3.1. Biogeografía	04
3.2. Generalidades del cultivo de café	04
3.2.1. El café en el tiempo	04
3.2.2. San Martín zona cafetalera	05
3.2.3. Condiciones edafoclimáticas del cafeto	06
3.2.4. Especies más cultivadas en el Perú	06
3.3. Micorrizas	07
3.3.1. Tipos de Micorrizas	08
3.3.2. Micorrizas arbusculares (MA)	10
A. Descripción de las estructuras de MVA	12
B. Ciclo de vida	14
C. Principales géneros	17
D. Factores relacionados a la simbiosis de los HMA	21
E. Beneficios e importancia de los HMA en las plantas	23
F. Micorrizas en el cultivo de cafeto	24
IV. MATERIALES Y MÉTODOS	26
4.1. Metodología	26
4.1.1. Ubicación del área de muestreo	26
4.1.2. Colecta de muestras biológicas	27

4.1.3. Historial de los campos muestreados	28
4.1.4. Ubicación del laboratorio	30
4.1.5. Selección y conservación de muestras biológicas	30
4.1.6. Caracterización físico – químico de suelo	31
4.1.7. Preparación de muestras por tinción de MER	32
4.1.8. Preparación de muestras por tinción de raíces	34
4.1.9. Procedimiento para la recuperación y cuantificación de esporas	35
4.1.10. Pasos para la identificación de HMA-N a nivel de especie	37
4.2. Diseño estadístico	37
4.3. Variables evaluadas	39
4.3.1. Estimación de la longitud de MER	39
4.3.2. Determinación de la colonización micorrízica	39
4.3.3. Cuantificación de esporas de HMA-N	40
4.3.4. Identificación de HMA-N	41
V. RESULTADOS	42
5.1. Longitud de MER (cm/g suelo)	42
5.2. Colonización (%)	44
5.3. Número de esporas de HMA-N	47
5.4. HMA-N identificados a nivel de género y especie	50
VI. DISCUSIÓN	74
VII. CONCLUSIONES	87
VIII. RECOMENDACIONES	88
IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	89
ANEXO	

ÍNDICE DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Árbol ilustrativo con la nueva clasificación del phylum GLOMEROMYCOTA (Redecker, D. <i>et al.</i> , 2013 – INVAM).	11
Figura 2. Mapa del departamento de San Martín indicando la localización de las tres zonas de colecta de la biomasa radicular y suelo rizosférico.	26
Figura 3. Procedimiento de colecta de raíces y suelo rizosférico en cafetales. A) Limpieza de la superficie del suelo. B) Colecta de muestras biológicas. C) Acondicionamiento y codificación de las muestras.	28
Figura 4. A y B: Vista panorámica externa e interna del LMA – IIAP.	30
Figura 5. A, B y C: Pasos para la preservación de raíces. D y E: Pasos para la preservación de suelo rizosférico.	31
Figura 6. Pasos para la tinción de MER.	33
Figura 7. A) Raíces con KOH al 10% B) Raíces en KOH al 10% puesto en baño María 90°C. C) Raíces en agua oxigenada. D) Raíces lavadas con vinagre. E) Raíces sumergidas en tinta azul de trypano al 25%. F) Colocar las raíces en baño María 90°C. G) Lavar las raíces con vinagre. H) Finalmente raíces teñidas con azul de trypano.	35
Figura 8. Procedimiento de la técnica del tamizado y decantación, seguida por una centrifugación en sacarosa.	36
Figura 9. Niveles de colonización (0-5) según el grado de colonización del HMA, método de Trouvelot <i>et al.</i> (1986); citado por Gómez <i>et al.</i> (2011).	40
Figura 10. Micelio extraradical de HMA-N en suelo de cafeto variedad caturra.	44
Figura 11. Densidad visual de micelio de HMA-N en raíces teñidas de cafeto variedad caturra. A) Micelio intraradical. B) Micelio extraradical de HMA-N	46
Figura 12. Vesículas de HMA-N encontrados en raíces teñidas de cafeto variedad caturra.	47

ÍNDICE DE TABLAS

	Página
Tabla 1. Descripción de las tres zonas agroecológicas de estudio.	27
Tabla 2. Detalle agrícola de las tres zonas de colecta.	29
Tabla 3. Caracterización físico – químico de suelos de las tres zonas de colecta (Febrero – marzo 2016).	32
Tabla 4. Descripción de tratamientos de estudio.	38
Tabla 5. Análisis de varianza por la longitud de micelio extraradical (cm/g) en suelo de fincas cafetaleras, en las provincias de Lamas (Aviación), El Dorado (Buena Vista) y Moyobamba (Los Ángeles), y en dos épocas climáticas: seca y húmeda.	42
Tabla 6. Análisis de varianza para la colonización (%) en raíces jóvenes de cafetos, en tres provincias y dos épocas climáticas. Datos transformados $\sqrt{\%}$.	44
Tabla 7. Análisis de varianza del número de esporas de HMA-N (10 g de suelo seco) en suelo de fincas cafetaleras, en tres provincias y dos épocas climáticas. Datos transformados \sqrt{x} .	47
Tabla 8. Ubicación taxonómica de los HMA-N encontrados según las localidades y épocas de muestreo.	71
Tabla 9. Ubicación taxonómica de los HMA-N encontrados según las localidades y épocas de muestreo (continuación de la tabla 8).	72
Tabla 10. Población de HMA-N de los campos muestreados.	73

ÍNDICE DE CUADROS

	Página
Cuadro 1. Descripción morfológica de HMA-N identificados en AVIACIÓN (LAMAS) en la ÉPOCA SECA.	50
Cuadro 2. Descripción morfológica de HMA-N identificados en AVIACIÓN (LAMAS) en la ÉPOCA SECA (continuación del cuadro 1).	51
Cuadro 3. Descripción morfológica de HMA-N identificados en AVIACIÓN (LAMAS) en la ÉPOCA SECA (continuación del cuadro 2).	52
Cuadro 4. Descripción morfológica de HMA-N identificados en AVIACIÓN (LAMAS) en la ÉPOCA SECA (continuación del cuadro 3).	53
Cuadro 5. Descripción morfológica de HMA-N identificados en AVIACIÓN (LAMAS) en la ÉPOCA SECA (continuación del cuadro 4).	54
Cuadro 6. Descripción morfológica de HMA-N identificados en AVIACIÓN (LAMAS) en la ÉPOCA SECA (continuación del cuadro 5).	55
Cuadro 7. Descripción morfológica de HMA-N identificados en Buena Vista (El Dorado) en la ÉPOCA SECA.	56
Cuadro 8. Descripción morfológica de HMA-N identificados en Buena Vista (El Dorado) en la ÉPOCA SECA (continuación del cuadro 7).	57
Cuadro 9. Descripción morfológica de HMA-N identificados en Buena Vista (El Dorado) en la ÉPOCA SECA (continuación del cuadro 8).	58
Cuadro 10. Descripción morfológica de HMA-N identificados en Buena Vista (El Dorado) en la ÉPOCA SECA (continuación del cuadro 9).	59
Cuadro 11. Descripción morfológica de HMA-N identificados en Los Ángeles (Moyobamba) en la ÉPOCA SECA.	60
Cuadro 12. Descripción morfológica de HMA-N identificados en Los Ángeles (Moyobamba) en la ÉPOCA SECA (continuación del cuadro 11).	61
Cuadro 13. Descripción morfológica de HMA-N identificados en Los Ángeles (Moyobamba) en la ÉPOCA SECA (continuación del cuadro 12).	62
Cuadro 14. Descripción morfológica de HMA-N identificados en Aviación (Lamas) en la ÉPOCA HÚMEDA.	63

Cuadro 15. Descripción morfológica de HMA-N identificados en Aviación (Lamas) en la ÉPOCA HÚMEDA (continuación del cuadro 14).	64
Cuadro 16. Descripción morfológica de HMA-N identificados en Aviación (Lamas) en la ÉPOCA HÚMEDA (continuación del cuadro 15).	65
Cuadro 17. Descripción morfológica de HMA-N identificados en Buena Vista (El Dorado) en la ÉPOCA HÚMEDA.	66
Cuadro 18. Descripción morfológica de HMA-N identificados en Buena Vista (El Dorado) en la ÉPOCA HÚMEDA (continuación del cuadro 17).	67
Cuadro 19. Descripción morfológica de HMA-N identificados en Los Ángeles (Moyobamba) en la ÉPOCA HÚMEDA.	68
Cuadro 20. Descripción morfológica de HMA-N identificados en Los Ángeles (Moyobamba) en la ÉPOCA HÚMEDA (continuación del cuadro 19).	69
Cuadro 21. Descripción morfológica de HMA-N identificados en Los Ángeles (Moyobamba) en la ÉPOCA HÚMEDA (continuación del cuadro 20).	70

ÍNDICE DE GRÁFICOS

	Página
Gráfico 1. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) para el efecto principal provincia para la longitud de micelio extraradical (cm/g suelo). Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí.	42
Gráfico 2. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) para el efecto principal época para longitud de micelio extraradical (cm/g suelo). Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí.	43
Gráfico 3. Efecto de interacción entre provincia y época para longitud de micelio extraradical (cm/g suelo).	43
Gráfico 4. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) para el efecto principal provincia para la colonización (%). Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí.	45
Gráfico 5. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) para el efecto principal época para la colonización (%). Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí.	45
Gráfico 6. Efecto de interacción entre provincia y época para la colonización (%).	46
Gráfico 7. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) para el efecto principal provincia para el número de esporas (10 g de suelo seco). Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí.	48
Gráfico 8. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) para el efecto principal época para el número de esporas (10 g de suelo seco). Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí.	48
Gráfico 9. Efecto de interacción entre provincia y época para el número de esporas (10 g de suelo seco).	49

RESUMEN

En los diferentes ecosistemas del Perú, las raíces de la gran mayoría de plantas forman simbiosis con HMA y constituye un componente clave para el funcionamiento eficiente de sus hospederos. Lamentablemente no se conoce la biogeografía de las comunidades de estos hongos en los diferentes ecosistemas del país. La investigación sobre la diversidad de los HMA, su rol en el ecosistema y los factores que los afectan es pasada por alto. También la identificación de especies nativas de HMA y su distribución geográfica constituye el paso inicial para generar tecnologías con base en el uso de estos hongos. En ese sentido este estudio estuvo enfocado a conocer la biogeografía de los HMA en el cultivo de café variedad caturra, en las localidades de Aviación (Lamas), Buena Vista (El Dorado) y Los Ángeles (Moyobamba). Se determinó la longitud de micelio extraradical, el porcentaje de colonización, el número de esporas y su respectiva identificación a nivel de especie. Para ello se utilizó el diseño completo al azar, con 6 tratamientos y con nivel de significancia de $p < 0,05$. Los resultados muestran una mayor longitud de micelio extraradical (43,64 cm/g suelo) y mayor número de esporas (158 esporas/10 g de suelo seco) en la época seca (agosto–setiembre del 2015); mientras el mayor porcentaje de colonización (17,86%) se mostró en la época húmeda (febrero-marzo del 2016). Asimismo la provincia de Lamas presentó mayores promedios en micelio extraradical (39,48 cm/g suelo), porcentaje de colonización (26,40%) y densidad de esporas (167 esporas/10 g de suelo seco). Finalmente se identificaron 16 especies de HMA-N, siendo *Acaulospora* y *Glomus* los más abundantes.

Palabras clave: Biogeografía, hongos micorrízicos arbusculares nativos, longitud de micelio extraradical, porcentaje de colonización.

SUMMARY

In different Peruvian ecosystems, the roots of the vast majority of plants form symbiosis with AMF and is a key component to the efficient functioning of their host. Unfortunately it's not known biogeography of these fungi communities in different ecosystems of the country. Research about the diversity of AMF, its role in the ecosystem and the factors affecting them is disregarded. Also the identification native species of AMF and their geographical distribution is the initial step to generate technologies based on the use of these fungi. In this sense, this study was focused in to know biogeography of AMF in the cultivation of caturra coffee variety, in the localities of Aviation (Lamas), Buena Vista (El Dorado) and Los Angeles (Moyobamba). It was determined extraradical length mycelium, the percentage of colonization, the number of spores and the respective identification to species level. For this it was used the complete random design with 6 treatments and significance level of $p < 0,05$. The results show a greater length of extraradical mycelium (43,64 cm / g soil) and greater number of spores (158 spores / 10 g of dry soil) in the dry season (August - September 2015); while the highest percentage of colonization (17,86%) was shown in the wet season (February - March 2016). Lamas province also had higher averages extra radical mycelium (39,48 cm / g soil), colonization percentage (26,40%) and spore density (167 spores / 10 g of dry soil). Finally they were identified 16 species of AMF-N, being *Acaulospora* and *Glomus* the most abundant.

Keywords: Biogeography, native arbuscular mycorrhizal fungi, mycelium extraradical length, percentage of colonization.

LISTA DE SIGLAS, ABREVIATURAS Y SÍMBOLOS

- **BCRP**= Banco Central de Reserva del Perú.
- **Bh-PT**= Bosque Húmedo – Premontano Tropical.
- **cm**= Centímetro.
- **c/u**= Cada uno.
- **D/d**= Diámetro mayor sobre diámetro menor.
- **DCA**= Diseño Completo al Azar.
- **DEVIDA**= Comisión Nacional para el Desarrollo y Vida sin Drogas.
- **EE.UU.**= Estados Unidos.
- **et al.**= Varios autores.
- **g**= Gramo.
- **g s⁻¹**= Gramo por suelo.
- **ha**= Hectárea.
- **HMA - N**= Hongos Micorrízicos Arbusculares Nativos.
- **IIAP**= Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana.
- **INVAM**= International Culture Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhizal Fungi.
- **kg**= kilogramo.
- **KOH**= Hidróxido de potasio.
- **L**= Litro.
- **LMA**= Laboratorio de Micorrizas Arbusculares.
- **MA**= Micorrizas Arbusculares.
- **MER**= Micelio Extraradical.
- **MINAGRI**= Ministerio de Agricultura y Riego del Perú.

- **ml=** Mililitro.
- **m.s.n.m.=** Metros sobre el nivel medio del mar.
- **MVA=** Micorrizas Vesículo – Arbuscular.
- **ONERN=** Oficina Nacional de Evaluación de Recursos Naturales.
- **pH=** Potencial de hidrógeno.
- **PVLG=** Alcohol polivinílico – lacto – glicerol.
- **SENAMHI=** Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología del Perú.
- **s.f.=** Sin fecha.
- **µm=** Micra
- **UNALM=** Universidad Nacional Agraria La Molina.

I. INTRODUCCIÓN

El café sin duda es uno de los productos más apasionantes que existen, porque forman parte de estilos de vida, hábitos, ritos y costumbres, y que en cierta ocasión compuesta en una canción. Es la segunda bebida más ingerida en el mundo y la segunda mercancía más importante tras el petróleo a nivel de comercio internacional.

El Perú se ha consolidado como el segundo exportador mundial de café orgánico y es uno de los diez principales productores y exportadores de cafés especiales. Contamos con más de 400 000 has situadas en 12 regiones (Ministerio de Agricultura y Riego del Perú - MINAGRI, 2016 [en línea]).

Este cultivo establece de forma natural simbiosis con hongos micorrízicos arbusculares (HMA) brindándole múltiples beneficios; esta simbiosis fue reportada por primera vez en raíces de cafeto por Janse en el año 1897, según Sieverding (1991). Es conocido que estos microorganismos están asociados con más del 80% de plantas y presentes en todos los ecosistemas terrestres. Ciertas prácticas agrícolas, actividades humanas, propiedades físico – químico del suelo, tipo de comunidad vegetal, altitud, latitud, variaciones climáticas pueden influir en el desarrollo de estos microorganismos y da lugar a suelos desprovistos de hongos o hallarse en muy escasa densidad.

Sumando a ésto existe un desconocimiento de la biogeografía de las comunidades de HMA en los diferentes ecosistemas amazónicos peruanos. La investigación sobre

la diversidad de estos microorganismos, su rol en el ecosistema y los factores que los afectan es pasada por alto en las universidades e institutos de investigación, de conformidad con Ruiz *et al.* (2011). Varios países con ambientes tropicales, como Brasil y Colombia llevan entre 25 y 30 años investigando este tema y en la actualidad ya presentan importantes avances en relación con la distribución geográfica de las poblaciones de HMA.

Por tanto el conocimiento de la distribución geográfica de los HMA nativos y su identificación a nivel de especie constituye el paso inicial para generar tecnologías con base en el uso de estos microorganismos, de acuerdo con Peña-Venegas *et al.* (2006); Stürmer y Siqueira (2006).

En ese sentido este estudio está enfocado a conocer la biogeografía de los hongos micorrízicos arbusculares en el cultivo de café, variedad caturra en las localidades de Aviación (Lamas), Buena Vista (El Dorado) y los Ángeles (Moyobamba) en la región de San Martín, para lo cual se hizo la identificación a nivel de especie; con la finalidad de que los resultados contribuyan a la generación de estrategias biológicas.

II. OBJETIVOS

2.1. OBJETIVO GENERAL

Conocer la biogeografía de los hongos micorrízicos arbusculares en el cultivo de café (*Coffea arabica* L.) variedad caturra en la región San Martín.

2.2. OBJETIVO ESPECÍFICO

2.2.1. Determinar el micelio extraradical y el porcentaje de colonización micorrízica en el cultivo de café, variedad caturra, en dos épocas climáticas (seca y húmeda) y diferentes lugares de muestreo.

2.2.2. Cuantificar la densidad de esporas de los hongos micorrízicos arbusculares nativos en el cultivo de café variedad caturra, en dos épocas climáticas (seca y húmeda) y diferentes lugares de muestreo.

2.2.3. Identificar a nivel de género y especie los hongos micorrízicos arbusculares nativos (HMA-N) que forman asociaciones con el cultivo de café, variedad caturra, en dos épocas climáticas (seca y húmeda) y diferentes lugares de muestreo.

III. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

3.1. BIOGEOGRAFÍA

La biogeografía estudia la distribución geográfica de los seres vivos a través del tiempo y del espacio, según Ramette; Tiedje (2007); citado por Ríos (2010), y de los procesos que originaron esta distribución. Comprender la distribución espacio - temporal microbiana y su relación con factores, tales como: las propiedades físicas y químicas del suelo, propiedades climáticas, la cubierta vegetal, impactos causados por el uso de la tierra y otras actividades humanas son fundamentales para una amplia vista de la ecología microbiana, permite comprender su función en el ecosistema y las variables ambientales que influyen directamente en la diversidad microbiana, de conformidad con Ranjard *et al.* (2010).

3.2. GENERALIDADES DEL CULTIVO DE CAFÉ

3.2.1. El café en el tiempo

El café es originario de Etiopía, siendo los árabes los primeros en descubrir sus cualidades y las posibilidades económicas que significaba su consumo. Fue introducido en América Central por inmigrantes franceses a inicios del siglo XVIII y esparcido en América del Sur por los holandeses. En el Perú, la producción de café se concentró inicialmente en la selva alta (Moyobamba, Jaén, Huánuco y Cusco), de acuerdo con García *et al.* (2007). Posteriormente fue introducida en la selva central, especialmente en Chanchamayo en el año 1800, alcanzando niveles altos de producción a partir de 1880, convirtiendo al Perú en exportador

de café a mercados chilenos, ingleses y alemanes (Junta Nacional del Café, s.f; citado por Comisión Nacional para el Desarrollo y Vida sin Drogas – DEVIDA, 2016 [en línea]).

Actualmente, en el Perú hay 12 regiones productoras de café, y las principales son: Junín, Pasco, Cajamarca, Amazonas, San Martín, Puno y Cusco. Es el segundo exportador mundial de café orgánico y uno de los 10 principales productores y exportadores de cafés especiales junto a México, Brasil, Honduras, entre otros. Siendo el mayor destino de las exportaciones la Unión Europa, seguido de los EE.UU. (MINAGRI, 2016 [en línea]).

3.2.2. San Martín zona cafetalera

El café llega al Perú en 1742 desde Ecuador, siendo los jesuitas quienes difundieron las técnicas de siembra cerca al río Cumbaza en el departamento de San Martín, cultivando el café arábigo (Junta Nacional del Café, s.f; citado por DEVIDA, 2016 [en línea]), entre altitudes de 600 a 1800 m.s.n.m.m., conforme con Hoyos (2013).

La superficie cultivada de cafeto en San Martín incrementó hasta 103 354 hectáreas, los cuales representan aproximadamente el 24,6% a nivel nacional, en aceptación por MINAGRI (2015); citado por Del Águila (2016). Siendo sus 10 provincias productoras de café; quienes comercializan el grano del café pergamino en diferentes calidades, desde el tipo convencional hasta el orgánico, según el Banco Central de Reserva del Perú – BCRP – sucursal Iquitos (2016).

3.2.3. Condiciones edafoclimáticas del cafeto

En el Perú el cultivo de café se desarrolla en toda la vertiente oriental y occidental de los Andes, con altitudes óptimas entre 900 a 1500 m.s.n.m.m., en concordancia con Vergara (2012).

Las temperaturas medias exigidas para un mejor crecimiento y desarrollo de las variedades de café cultivado están en el rango de 18 a 22°C, este factor climático incide en el desarrollo fenológico del cultivo, de acuerdo con Ministerio de Agricultura (s.f.).

Mientras la cantidad de precipitación requerida por el café está entre 1600 a 1800 mm/año, con una buena distribución. Asimismo requiere un pH entre 4,5 – 5,5 y 2 a 4 % de materia orgánica dentro los primeros 20 centímetros, conforme con Ministerio de Agricultura (2003). Con una humedad relativa de 70 a 95%, en aceptación por Gonzales (2007).

3.2.4. Especies más cultivadas en el Perú

Dentro de las 60 especies del género *Coffea* tres son de importancia comercial y dos las más cultivadas. *Coffea arabica* es la más extendida, representa el 70% de la producción mundial y es la única especie comercial en el Perú; siendo las variedades más conocidas típica, bourbón, caturra, catimor. Mientras *Coffea robusta* es la segunda especie más cultivada y puede ser manejada a nivel del mar hasta los 600 metros de altura, según Vergara (2012).

- **Variedad Caturra**

Originario de Brasil, es posiblemente una mutación de un gen dominante del café Bourbón. Con características de porte bajo,

entrenudos cortos, tronco grueso y poco ramificado, y ramas laterales abundantes, cortas, con ramificación secundaria, lo que le da un aspecto vigoroso y compacto, de acuerdo con Sánchez (2015).

Se desarrolla bien en condiciones de 600 a 900 m.s.n.m.m., siendo su producción mayor comparada con las variedades de porte alto; pero demanda de un mayor manejo y más atención pues son plantas que se desgastan más rápido, dadas sus características de alta producción, de conformidad con Aranda *et al.* (s.f.).

Asimismo las mejores características sensoriales que predomina esta variedad son: la acidez, amargor, cuerpo y aroma. Siendo éstos junto a la calidad del grano los aspectos más importantes en aceptación y definición de la calidad del café, en aceptación por Puerta (1998).

3.3. MICORRIZAS

La asociación simbiótica universal dada en la naturaleza se denomina micorriza, nombre que significa “hongo de la raíz” del griego “mykos”: hongo y “rhiza”: raíz, según Barreno (1991); citado por Rodríguez (2001).

La micorriza es la simbiosis mutualista (asociación no patogénica) entre ciertos hongos del suelo y las raíces de las mayorías de las plantas terrestres, de acuerdo con Sieverding (1991); Bethlenfalvay *et al.* (1991); citado por Tapia (2003). Son tan antiguas como las propias plantas y se conoce su existencia hace más de 400 millones de años, conforme a Remy *et al.* (1994); citado por Pérez *et al.* (2012). Están presentes en casi todos los ambientes naturales y

agrícolas, estimándose que el 95% de las especies vegetales conocidas establecen de forma natural y constante este tipo de simbiosis con hongos del suelo, en concordancias con Corwell *et al.* (2001); Tang *et al.* (2001); Strullu y Strullu (2007); Miransari *et al.* (2007).

Esta asociación beneficia significativamente la nutrición mineral de los cultivos, brinda protección contra patógenos del suelo y confiere resistencia a diferentes agresiones tales como sequía, salinidad, metales pesados, regulando de esta manera el estrés biótico y abiótico para la planta; por lo cual esta simbiosis es considerada un recurso biológico en la agricultura moderna y sostenible, tanto en programas de seguridad alimentaria como de biorremediación de suelos, de acuerdo con Guerra (2014).

3.3.1. Tipos de micorrizas

Existe una gran diversidad en la morfología y fisiología de las asociaciones micorrízicas. Según Peyronel *et al.* (1996), citado por Fernández (1999), considerando la distribución geográfica de los simbiontes, su morfoanatomía y estructura, se clasifican de la siguiente manera: Ectomicorrizas, Endomicorrizas y Ectendomicorrizas.

- **Las ectomicorrizas**, son denominadas también “formadoras de manto” que cubren las raíces, y a partir de él surge una red de hifas intercelulares (red de Hartig) que no penetran en las células del hospedante. Asimismo, el micelio se extiende mucho hacia el suelo y en ausencia de los pelos absorbentes son reemplazadas por las hifas fúngicas, de conformidad con Arbo y González (2006).

Están asociadas con las raíces de muchas especies arbóreas y arbustos de las siguientes familias: Fagáceas, Betuláceas, Salicáceas, Pináceas Tiliáceas; así como en algunas especies de la familia: Ericáceas, Juglandáceas, Fabáceas, Mirtáceas y Rosáceas. Los hongos responsables son las trufas (ascomicetos) y agaricoideos (basidiomicetos), así como Endogone (zigomicetos) (Universidad Nacional de Almería, s.f. [en línea]).

- **Las endomicorrizas** son las más frecuentes, no se pueden apreciar a simple vista. El micelio se encuentra en forma intracelular a la corteza radical y se caracterizan por la penetración intercelular, sin formar mantos, ni modificaciones morfológicas evidentes en las raíces. Cumplen estas condiciones los tipos de micorrizas: Ericoides (se dan entre diversos géneros de las ericáceas y ascomicetos o basidiomicetos), Orquidoides (se dan entre orquídeas y basidiomicetos) y las arbusculares (los hongos glomeromicetos son los responsables), según Ferrer y Herrera (1988); citado por Montilla (s.f.); éste último es objeto de investigación del presente trabajo.
- **Las ectendomicorrizas** denominadas también arbutoides, presentan características de los dos tipos de simbiosis anteriores. Se da entre diversas ericáceas (*Arbutus*, *Arctostaphylos*) y Cistáceas. Los hongos responsables son los basidiomicetos, éstas colonizan de forma dual las raíces: externamente formando el manto cortical e internamente penetrando intracelularmente en el córtex, en aceptación por López y Barceló (2001).

3.3.2. Micorrizas arbusculares (MA)

Los hongos micorrízicos arbusculares son microorganismos rizosféricos cosmopolitas entre hongos del phylum Glomeromycota y la inmensa mayoría de plantas cultivadas y silvestres; siendo biotróficos obligados, por lo cual son incapaces de crecer y completar su ciclo de vida en la ausencia de una asociación con una raíz viva, de acuerdo con Smith & Read (2008). Colonizan más del 80% de las especies de plantas superiores, conforme con Barea (2012), presentan micelio aseptado y sus esporas en general son de origen asexual (azigospora y clamidosporas). El hongo muestra un sistema micelial integrado por dos partes: micelio externo (coloniza el suelo y absorbe nutrientes minerales) y el micelio interno (trasloca e intercambia sales minerales y carbohidratos con la planta), según Guerrero (1996); Sánchez (1999); International Culture Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhizal Fungi – INVAM (2006); citado por Cabrales (2006).

En cuanto a la organización, antes del uso de herramientas de biología molecular, la clasificación de los HMA estaba sujeta principalmente al análisis de las características morfológicas y subcelulares de las esporas, lo que propició la formación de grupos polifiléticos. En la actualidad, el acoplamiento de las técnicas moleculares con la observación de las características microscópicas de las estructuras de estos hongos, ha permitido realizar análisis más complejo encaminados a generar una clasificación monofilética a distintos niveles taxonómicos y agrupar a los HMA dentro del phylum Glomeromycota, de acuerdo con Schüßler *et al.* (2001).

La más reciente clasificación de Glomeromycota se basa en un consenso de las regiones que abarca los genes del ARN ribosomal; siendo el resultado de una reunión de los sistemáticos comprendidos para tratar de lograr una clasificación de consenso basada en criterios claramente definidos que sirva como una base para seguir adelante, encontrándose plasmado en la siguiente ilustración:

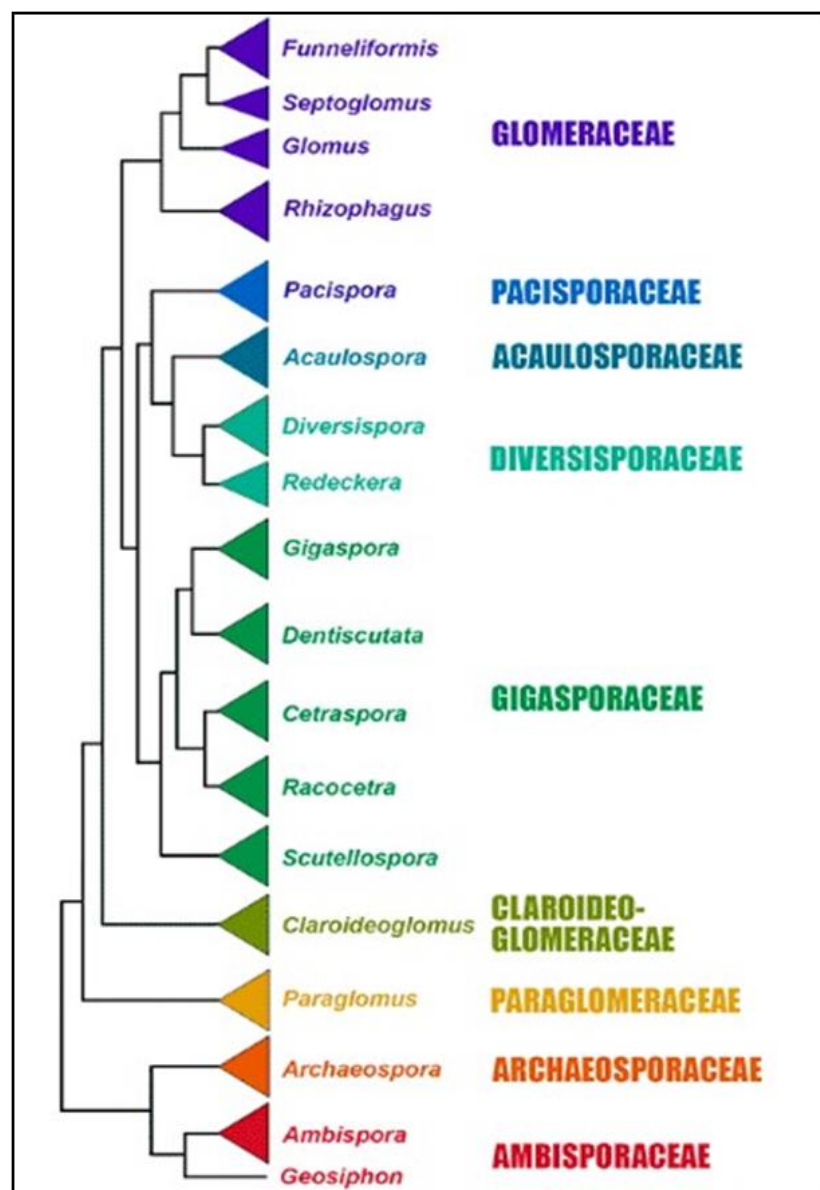


Figura 1. Árbol ilustrativo con la nueva clasificación del phylum GLOMEROMYCOTA (Redecker, D. *et al.*, 2013 – INVAM).

A. Descripción de las estructuras de Micorrizas Vesículo Arbuscular (MVA)

- **Esporas.-** Es uno de los medios reproductivos del hongo, al germinar producen una estructura denominada hifas. La producción de esporas puede ser individualmente o formando esporocarpos en el suelo, y casualmente en el interior de las raíces de la planta hospedera, de conformidad con Reyes (2011).

En su mayoría son de forma globosa (esférica), algunas son elipsoidal, ovoidal a elipsoidal, oblongo a elipsoidal, y de ellas muchas veces se desprende una hifa de sustentación. Presenta diferentes colores: blancas, amarillas, pardas, etc. Su tamaño puede variar de 20 a 50 μm , y las más grandes de 200 a 1000 μm , en concordancias con Brundrett *et al.* (1996). Son multinucleadas, contienen gotas de lípidos y otros contenidos los cuales varían en color, y al romperse la espora en un porta objeto se observa las pequeñas o grandes gotas, lo cual puede ser una ayuda en la identificación del hongo. Las paredes de las esporas están formadas por una o más láminas que varían en grosor, estructura, apariencia y tinción a reactivos; características que también ayudan al taxónomo a identificar la especie. Pueden ser lisas o presentar ornamentación en forma de espinas, entre otras, según Reyes (2011).

- **Hifas.-** Proviene de esporas germinadas o del micelio externo, crean un haustorio para penetrar en la raíz, cuyo crecimiento en la epidermis de éste puede ser intracelular o intercelular; y nunca penetran la endodermis, tejidos vasculares, meristemas y tejido viejo de la raíz. Presenta dos tipos de hifas: Arum (hifas intercelulares y arbuscúlos) y Paris (hifas enrolladas, es decir coils, y arbuscúlos ausentes), y pueden jugar un papel bidireccional en la transferencia de nutrientes en ausencia de los arbuscúlos, de acuerdo con Chaurasia *et al.* (2005); citado por Carballar (2009). Son hifas gruesas y delgadas, en concordancia con Ocampo (1980); citado por Rodríguez (2001), multinucleadas, cenocíticas (no hay paredes, membranas o septos que separen los núcleos), aunque pueden septarse en condiciones ambientales adversas por ejemplo deficiencia de agua, de conformidad con Reyes (2011).
- **Arbuscúlos.-** Son estructuras que se originan a partir de la ramificación dicotómica repetida de una hifa al interior de una célula vegetal. Las finas ramificaciones de los arbuscúlos realmente no entran en contacto con el protoplasma de las células, sino que penetran como dedos en un guante, denominándose “invaginaciones de la membrana celular”, según Newman *et al.* (1994); citado por Paillacho (2010). A través del cual se lleva a cabo el intercambio de nutrientes minerales y carbohidratos entre el hongo y la planta, en cantidades de 1-12%

de la asimilación fotosintética, de acuerdo con Sieverding (1986). Sin embargo los arbuscúlos son de corta vida, de 4 a 10 días, después de los cuales se degeneran y son digeridos por la célula hospedadora que vuelve a recuperar su apariencia y función normal, en concordancias con Alexander *et al.* (1988); Bonfante - Fasolo & Grippiolo (1984); citado por Ordoñez (2009).

- **Vesículas.-** Son estructuras ovoides, redondas, etc. según la especie, y de paredes finas que se forman generalmente en los extremos de las hifas del hongo, pueden producirse a lo largo de todo el parénquima cortical colonizado; suelen aparecer más tarde que los arbuscúlos y son considerados principalmente órganos de reserva, de conformidad con Beilby y Kidby (1980); Cooper y Losel (1978); citado por Hernández (1999).

B. Ciclo de vida

La colonización radical por el hongo sigue un proceso de desarrollo con distintas etapas: pre colonización, colonización y crecimiento en el suelo.

- **Pre colonización.-** La raíz de una planta susceptible puede ser colonizada con MVA siempre y cuando esté presente una estructura infectiva del hongo (las esporas, hifas o una raíz ya infectada), según Sieverding (1989).

La germinación inicia con la formación del tubo germinal y la

activación metabólica de la espora. En presencia de la planta hospedadora o de sus exudados radicales (flavonoides), el tubo germinal continúa su crecimiento. Cuando el hongo no encuentra hospedero el desarrollo del tubo germinal es muy reducido, y tras unos pocos días se retrae el citoplasma de la hifa hacia la espora, que entra nuevamente en reposo, de acuerdo con Smith & Read (2008). Sin embargo cuando el hongo detecta una raíz micotrófica, la hifa empieza una profusa ramificación para aumentar la posibilidad de contacto con la raíz. Una vez que ha ocurrido el primer contacto se forma una estructura denominada apresorio, a través del cual de dos a tres días se iniciará la penetración en la raíz, de conformidad con Giovannetti *et al.* (1993).

- **Colonización.-** Las diferencias en el grado de colonización pueden depender de las especies de HMA involucrados, según Burrows y Pfleger (2002); donde la hifa atraviesa la epidermis, luego se ramifica y se extiende intercelularmente a través del córtex. Posteriormente las hifas penetran la célula y se ramifican repetidamente en forma dicotómica para dar lugar a la estructura típica de la simbiosis: el arbusculo, de acuerdo con Smith & Read (2008). Al mismo tiempo o poco después de que se formen los arbusculos algunas especies de HMA forman vesículas intra y/o intercelulares.

Para resaltar, la fase intrarradical está representada por hifas intra e intercelulares, arbuscúlos y a veces vesículas en algunos casos esporas.

Asimismo Dodd *et al.* (2000); Hart y Reader (2002) han observado que los miembros de la familia Glomeraceae pueden colonizar intensivamente las raíces de las plantas, sin embargo la densidad de hifas en el suelo es muy baja. Mientras los Gigasporaceae suelen presentar una gran cantidad de micelio extraradical pero no colonizan intensivamente la raíz del hospedero.

- **Crecimiento del hongo en el suelo.-** Simultáneamente a la colonización de la raíz, el hongo desarrolla una red de hifas (micelio externo) que avanza por el suelo varios centímetros, en concordancia con Sieverding (1983); citado por Duchicela (2001). Funciona como un sistema radical complementario que se extiende más allá de la zona de agotamiento de nutrientes cercana a la raíz, de conformidad con Bucher (2006); y es el principal responsable de la absorción de nutrientes minerales especialmente aquellos de lenta difusión en la solución del suelo como el fósforo, zinc, cobre y amonio que serán posteriormente cedidos a la planta, según Smith & Read (2008). Además son idóneas para retener las partículas de suelo mejorando la estabilidad de los agregados, de acuerdo con Cardoso & Kuyper (2006); Sylvia *et al.* (2005).

De 4 a 6 meses después de la estabilización o efectividad de la simbiosis, el hongo empieza a reproducirse formando esporas asexuales en el micelio externo, de conformidad con Mosse *et al.* (1981); Gerdemann y Trappe (1974); Morton (1990); citado por León (2006). Mientras Sieverding (1989) hace referencia de 1-4 meses después de la misma etapa. Por otro lado no todas las especies de HMA tienen la misma capacidad de formar esporas, muchos de ellos no esporulan o la producción de esporas están relacionados con los cambios edáficos, según Sanders *et al.* (1996); citado por León (2006).

C. Principales géneros

La identificación de los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) está basada en la observación de sus características morfológicas de su micelio que se producen tanto en el suelo como en el hospedero y un análisis morfológico de esporas. Vega (2011) menciona los siguientes géneros.

- **Género *Glomus***

Etimológicamente significa “una bola de hilo” (INVAM, 2013 [en línea]). Redecker y Raab (2006) mencionan que *Glomus* es el género más grande en la división Glomeromycota con mayor a 70 morfoespecies (rango 60-85% especies de la división Glomeromycota), domina las comunidades de HMA en muchos escenarios de campo, en concordancias con Helgason *et al.*

(1998); Vandenkoornhuyse *et al.* (2002); Zhaoyong *et al.* (2006); Alguacil *et al.* (2009); Öpik *et al.* (2009 y 2010); Sonjak *et al.* (2009); Wilde *et al.* (2009); citado por Montesinos *et al.* (2012), y muestra la más alta colonización de las raíces entre los taxones Glomeromycota, de acuerdo con Hart & Reader (2002).

- **Las esporas** generalmente son globosas, subglobosas y algunas irregulares, pequeñas de 40-70 micras (μm) en diámetro. De color hialino, amarillo, negro, marrón amarillento a rojizo o anaranjado al microscopio. Se organizan en esporocarpos laxos de uno a más de 20 esporas. Asimismo se unen frágilmente entre sí, a través de conexiones hifales múltiples. Por otro lado, las esporas cuando están maduras contienen un líquido aceitoso a manera de gotas de tamaño variable. La germinación ocurre ya sea por hifa subtendiente y pocas veces por la pared de la espora.

- **Las paredes de la espora** forman un solo grupo grueso de paredes, la pared más externa es laminada de 4 μm de espesor que le da el color a la espora. Generalmente con restos de hifas en la superficie o conexiones hifales. La forma es globosa, elipsoides o reniforme; de superficie lisa o áspera deslucido, escamoso o sin escama, verrugoso con espinas delgadas.

- **La conexión hifal** de las esporas es gruesa, 5-6 μm de ancho, estrecha hacia la base de la espora. Puede presentar más de una

conexión hifal, ésta puede ser sencilla o doble.

- **Género *Acaulospora***

Etimológicamente significa “esporas sin un tallo” (INVAM, 2013 [en línea]).

- **La espora** puede ser globosa, sub globosa, entre otras, y con medidas de 100-400 μm en diámetro. De color blanco, café rojizo oscuro, blanca o amarilla oliva al microscopio.

- **Las paredes de la espora** son formadas por dos grupos de paredes fácilmente distinguibles: El primer grupo la más externa está formada por una pared hialina remanente del sáculo; seguidamente aparece una pared laminada que le confiere el color a la espora; una segunda pared aparece debajo de la pared laminada, muy pegada a ésta, es más claro, delgado, flexible, no mayor a 2 μm de espesor.

Del mismo modo el segundo grupo de paredes está formado por dos paredes denominadas “germinales”: es una transparente de 2 μm de espesor, la cual posee una superficie rugosa; seguida por una pared interna membranosa, transparente que tiende a arrugarse y es la que contiene el citoplasma de la espora. Finalmente las paredes de la espora son de color hialino, amarillo, marrón, verde grisáceo que se encuentran en todo hospedero de micorriza arbuscular.

- **La cicatriz** es difícil de observar por la ornamentación de la espora. Pero cuando se observa aparece como una marca ovoide de 9-16 μm de diámetro.

- **Género *Funneliformis***

Etimológicamente significa “esporas en forma de embudo”.

- **Descripción.-** Son esporas pigmentadas, se forman individualmente en el suelo o en grupos de 1 a aproximadamente 20 esporas rodeado de un manto grueso de micelio total o parcial. La pared de la espora consiste normalmente en dos o tres capas, cada una con diferentes propiedades que distinguen especies, por ejemplo color, grosor, reacción al reactivo Melzer, etc. (INVAM, 2013 [en línea]).

- **Género *Rhizophagus***

- **Descripción.-** Son esporas formadas individualmente, en grupos pequeños o grandes en el suelo y en las raíces. Forman micorrizas arbusculares típicos-vesicular. El desarrollo de las esporas es como la representada por especies del género *Glomus* (es producido en o cerca de la superficie del suelo, como esporas individualmente o en grupos en el suelo) (INVAM, 2013 [en línea]).

D. Factores relacionados a la simbiosis de los HMA

- **Temperatura.-** Tiene un papel muy importante en el establecimiento de las micorrizas, el cual presenta tres fases: Germinación de las esporas en el suelo, penetración de las hifas en la raíz, desarrollo dentro de las células de córtex, de conformidad con Daniels and Trappe (1980). Para la mayoría de estos hongos las temperaturas óptimas para su crecimiento varían entre 17 7 27°C, en concordancia con Molina (s.f.). Entre tanto la germinación de las esporas de *Glomus* y *Acaulospora* es óptima alrededor de los 20 – 25°C, de acuerdo con Chavarría (1999); citado por Rodríguez (2001). Pero en algunas especies como *Glomus* y *Gigaspora* se han observado su germinación a una temperatura de 34°C en zonas sub-tropicales, sin embargo en condiciones frías las especies de *Glomus* germinaron a 20°C, según Montilla (s.f.).
- **Agua.-** Las micorrizas admiten un amplio rango de contenidos de agua en el suelo. De tal modo que la colonización se ha llevado a cabo en regiones áridas, en pantanos y también en plantas acuáticas flotantes y sumergidas, de conformidad con Sieverding (1991); citado por Rodríguez (2001). Por otro lado estudios comparativos han mostrado mayores tasas de colonización en suelos húmedos que en suelos muy secos o inundados, según Logde (1989); Miller (2000); Miller y Sharitz (2000); citado por Pérez *et al.* (2011).

También el déficit de agua estimula la producción de esporas, la cual explica su mayor cantidad en la época seca del año, de acuerdo con Bentivenga & Hetrick (1992); Rosendahl & Rosendahl (1992); Sanders & Fitter (1992); Blaskowski (1994); Wilson & Hartnett (1997); citado por León (2006).

- **pH**-. El crecimiento de la micorriza se puede ver afectado directamente por el pH del suelo, entre tanto el rango para una buena germinación de esporas está alrededor de un pH de 5 a 8, de conformidad con Siqueira (1989); citado por Rodríguez (2001). Por otro lado Corpoica (1998) ha encontrado altos valores de micorrización (50% a 84%) en pH bajos (3.5 a 4.2).

Sin embargo las respuestas de los HMA al pH del suelo son variables, según Sylvia y Williams (1992); Klironomos (1995); Clark *et al.* (1999). Positivas para algunos HMA en pH ácido y para otros en alcalino, en concordancias con Clark *et al.* (1999); Davis *et al.* (1983); citado por Ramírez (2014).

De ese modo la relación que se establece entre el pH del suelo y el efecto de la colonización micorrízica es verdaderamente complejo, dependiendo no solo de la especie micótica, sino también del tipo del suelo, la forma en que se encuentran los nutrientes fundamentalmente el fósforo (P), nitrógeno (N) y otros elementos como cobre (Cu), zinc (Zn), molibdeno (Mo), boro (B), entre otros, de acuerdo con López (2012).

- **Textura.-** Se han encontrado porcentajes de colonización por HMA más bajos en suelos arenosos, aunque algunas especies de *Gigaspora* se han visto favorecidas por esta condición, de conformidad con Sánchez (1999).

Por otro lado la formación micorrízica se inhibe en suelos arcillosos por la dificultad que tienen las raíces para penetrar en éste, y por una pobre aireación debido que la mayoría de HMA son aeróbicos, según Rivera *et al.* (2000); citado por Paillacho (2010).

- **El fósforo.-** Arcos y Benavides (1996); citado por León (2006) mencionan cuando este elemento es limitante en el suelo favorece el establecimiento de la simbiosis, ya que los niveles de fósforo tienen una relación directa con el porcentaje de colonización y el número de esporas. Asimismo Alarcón (1997); citado por Enríquez (2008) considera alto una concentración de 18 ppm de fósforo para la acción micorrízica, debido que un incremento de fósforo endurece la pared celular dificultando la colonización micorrízica, de acuerdo con Herrera (2001); citado por Duchicela (2001).

E. Beneficios e importancia de los HMA en las plantas

Los beneficios que aporta estos microorganismos a las plantas son diversos, favorece la absorción de nutrientes pocos móviles y mejor captación de agua, en concordancias con Barrera *et al.* (2002); las

micorrizas protegen a las plantas mediante mecanismo particular como láminas de coberturas que actúan como barrera física a la penetración de un patógeno, según Linderman (s.f.); citado por FAO (s.f.); ayuda a la toma de nitrógeno por vía asociativa con bacterias nitrificantes, tolerancia a estrés hídrico, contribuye a mejorar la estructura del suelo posibilitando que llegue más oxígeno a la zona radical, de conformidad con López (2012).

F. Micorrizas en el cultivo de cafeto

En el año 1897 en la isla de Java, Janse observó la ocurrencia de micorrizas arbusculares en el cafeto. Éste es un cultivo que de forma natural establece simbiosis con los hongos micorrízicos arbusculares, necesitando de éstos para su establecimiento, por lo que es considerado un cultivo micotrófico obligatorio, de acuerdo con Sieverding (1991); presenta una alta dependencia micorrízica, en concordancias con Siqueira y Franco (1988); citado por Sánchez *et al.* (2005). Para cafetos en vivero, ésta es una fase adecuada para efectuar la inoculación con hongos micorrízicos donde se combinan cantidades bajas de cepas eficientes y altamente competitivas, según Rivera *et al.* (2003).

Por otra parte, la colonización con MVA de las raíces del cafeto posee aspectos anatómicos muy pocos conocidos. Las primeras investigaciones confirmaron la formación de protuberancias, posteriormente la formación de otras estructuras como arbúsculos y

vesículas, y luego esporas intra radicales, de conformidad con Fernández (1987); citado por Barrera *et al.* (2015).

Factores como edad del cultivo, condiciones edafoclimáticas y aplicación de correctivos (cal) influyen la colonización. Asimismo los géneros de MVA encontrados en Colombia en mayor cantidad en cultivos de cafetos han sido *Acaulospora*, *Glomus* y *Entrophospora*. Otros géneros han sido encontrados en menor cantidad, de acuerdo con Barrera *et al.* (2015).

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1. METODOLOGÍA

4.1.1. Ubicación del área de muestreo

Se situaron en fincas cafetaleras de las localidades de Aviación (Lamas), Buena Vista (El Dorado) y Los Ángeles (Moyobamba), en el departamento de San Martín (ver Figura 2); ubicados a un rango de altitud 1000 – 1200 m.s.n.m. Tomando las muestras en dos épocas climáticas, en los meses de agosto a setiembre 2015 (época seca) y febrero a marzo 2016 (época húmeda) (ver tabla 1).



Figura 2. Mapa del departamento de San Martín indicando la localización de las tres zonas de colecta de biomasa radicular y suelo rizosférico.

Tabla 1. Descripción de las tres zonas agroecológicas de estudio.

Localidad / Provincia	Ubicación geográfica (coordenada)	Altitud m.s.n.m.m	Zona de Vida	Meses de muestreo
Aviación (Lamas)	06°26'35.8" S 76°45'20.3" W	1150	Bosque Húmedo - Premontano Tropical (bh-PT)*	agosto – setiembre del 2015 febrero - marzo del 2016
Buena Vista (El Dorado)	06°21'55.1" S 76°29'16.3" W	1100	Bosque Húmedo – Premontano Tropical (bh-PT)*	agosto - setiembre del 2015 febrero - marzo del 2016
Los Ángeles (Moyobamba)	05°55'10.4"S 77°00'54" W	1080	Bosque Húmedo – Premontano Tropical (bh-PT)*	agosto - setiembre del 2015 febrero - marzo del 2016

*Fuente: Plan Estratégico Regional Agrario/Referencia ONERN (1992).

4.1.2. Colecta de muestras biológicas

Tomando en cuenta los criterios por Ruiz (2014); citado por Del Águila (2016) en la selección de plantas para la obtención de fuentes de inóculos de HMA-N, como: cafetos mayores de tres años y sin signos de enfermedad; se seleccionaron al azar seis plantas de café por localidad y época, en donde se tomaron muestras biológicas (biomasa radicular y suelo rizosférico).

Para el análisis de suelo y las evaluaciones biológicas, de cada planta se colectaron 3 submuestras equidistantes de aproximadamente 20 g de biomasa radicular y 200 g de suelo rizosférico, entre 10-20 centímetros (cm) de distancia del tallo principal y 0 -15 cm de profundidad, según Robles *et al.* (2008). Posteriormente, las submuestras biológicas fueron

mezcladas para obtener una sola muestra compuesta por planta. Finalmente fueron colocados en bolsas debidamente codificadas en forma independiente para su transporte al laboratorio (ver Figura 3).



Figura 3. Procedimiento de colecta de raíces y suelo rizosférico en cafetales. A) Limpieza de la superficie del suelo. B) Colecta de muestras biológicas. C) Acondicionamiento y codificación de las muestras.

4.1.3. Historial de los campos muestreados

Es importante conocer el “pasado” de cada una de las parcelas de colecta, para comprender el presente biológico (HMA-N) de cada una de ellas. Bajo esa premisa se encuestó a los tres propietarios de las fincas cafetaleras, cada uno ubicados dentro de las tres localidades donde se realizó la colecta. En la encuesta se formula una serie de preguntas desde el origen de las parcelas hasta las actividades agronómicas realizadas. Cuyo resumen de las fichas de encuestas se plasmó en lo siguiente.

Tabla 2. Detalle agrícola de las tres zonas de colecta.

DESCRIPCIÓN AGRONÓMICA	LOCALIDADES		
	Aviación 1150 m.s.n.m.m.	Buena Vista 1100 m.s.n.m.m.	Los Ángeles 1080 m.s.n.m.m.
ORIGEN DE LA PARCELA	Montaña - plátano + yuca.	Montaña - pastizal - maíz.	Purma - plátano + yuca.
ÁREA DEL CAFETAL	1 ha	1 ha	2 has
DISTANCIAMIENTO DE SIEMBRA	2 m x 2 m	2 m x 2 m	1,60 m x 1,60 m
VARIEDADES	Caturra y pache *	Caturra, catimor, nacional y pache *	Caturra, bourbon y nacional*
	Caturra y gran Colombia**	Caturra y catimor**	Caturra, catimor, nacional y pache**
EDAD DE LA VARIEDAD CATURRA	15 años.	6 años.	15 años.
COMUNIDAD VEGETAL	Guaba, rufindi.	Guaba, rufindi.	Caña de azúcar, guaba, mandarina, naranja, plátano y zapote.
MALEZAS/CONTROL	Chaleo (siempre).	Chaleo.	Chaleo.
		Glifosato(fuego): 100 ml/20L agua (una vez por año).	Glifosato (Herbosato): 90 ml/20 L agua (tres veces por año y localizada).
PLAGAS Y ENFERMEDADES/ CONTROL	Roya no controla.	Roya: Controla con azufre + cal, 1/2 kg de c/u en 50 litros de agua.	Roya no controla.
	Broca: Control con mishky broca.	Broca: Control con podas.	Broca no controla.
	Ojo de pollo no controla.	Ojo de pollo no controla.	Ojo de pollo no controla.
	Arañero no controla.	Arañero no controla.	-
	-	Pie negro no controla.	Pie negro no controla.
FERTILIZACIÓN/DOSIS	No abona.	Compomaster: 50 g/planta/año.	No abona.
RENDIMIENTO (quintales/ha/año)	15 quintales*	30 quintales*	20 quintales*
	5 quintales**	20 a 25 quintales**	8 quintales**

Fuente: Elaboración propia, 2016.

Antes del ataque severo de la roya amarilla (*). Actualmente (**).

4.1.4. Ubicación del laboratorio

El trabajo se ejecutó en las instalaciones del Laboratorio de Micorrizas Arbusculares (LMA) del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP); ubicado en el distrito de Morales, provincia y departamento de San Martín; bajo las coordenadas 6°28'741" sur, 76°22'618" oeste, y una altitud de 330 m.s.n.m.m.



Figura 4. A y B: Vista panorámica externa e interna del LMA – IIAP.

4.1.5. Selección y conservación de muestras biológicas

Las muestras de suelo rizosférico de cada localidad fueron secadas bajo sombra; una fracción de ellas fue separada, colocada en bolsas con cierre hermético ziploc y mantenidas en refrigeración entre 4 a 6 °C hasta su análisis, y la fracción de suelo restante fue enviada a la Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM) para su respectivo análisis físico-químico.

Por otro lado las raíces colectadas fueron lavadas y seleccionadas, obteniéndose solo raíces secundarias y terciarias, siendo cortadas en

segmentos entre 1-2 cm de longitud y colocadas en tubos falcon con una solución de alcohol al 70%, y conservadas en refrigeración a temperaturas entre 4 a 6 °C para su posterior análisis en el laboratorio (ver Figura 5).

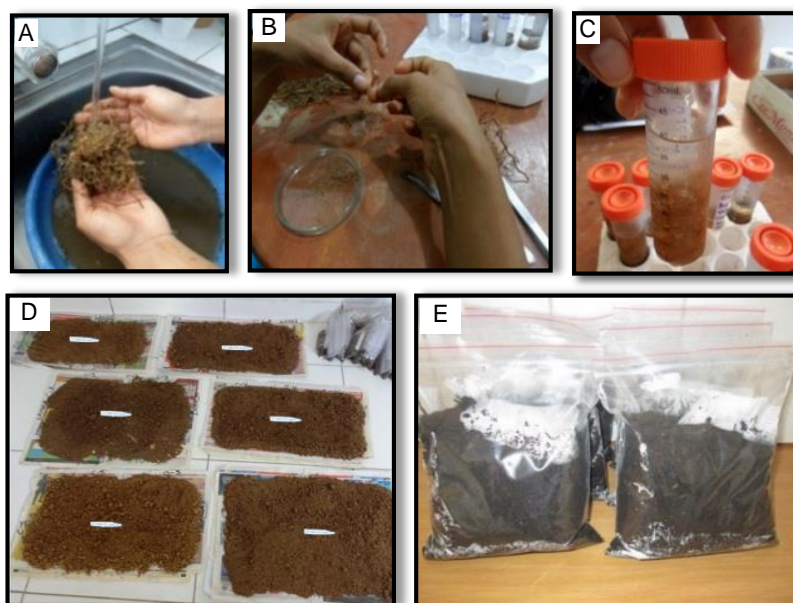


Figura 5. A, B y C: Pasos para la preservación de raíces. D y E: Pasos para la preservación de suelo rizosférico.

4.1.6. Caracterización físico – químico de suelo

El respectivo análisis físico – químico en cada una de las muestras de suelo de las localidades de Aviación (Lamas), Buena Vista (El Dorado) y Los Ángeles (Moyobamba) se realizaron por el Laboratorio de Análisis de Suelos, Plantas, Aguas y Fertilizantes de la Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM). Se hicieron sólo para el segundo muestreo (febrero – marzo 2016), debido que las propiedades físico y químico del suelo no cambian en el corto plazo.

Todos los análisis que se describen a continuación se desarrollaron para las dos fechas de muestreo y los tres pisos altitudinales.

Tabla 3. Caracterización físico – químico de suelos de las tres zonas de colecta (Febrero – marzo 2016).

Época/ Localidad	pH (1:1)	C.E. (1:1) dS/m	CaCO ₃ %	M.O. %	P ppm	K ppm	Análisis mecánico			Clase Textural
							Arena	Limo	Arcilla	
							%	%	%	
Aviación	4,02	0,19	0.00	5,67	4,9	182	70	18	12	Fr. A.
Buena Vista	5,60	0,75	0.00	5,70	5,5	373	56	30	14	Fr. A.
Los Ángeles	4,52	0,48	0.00	8,28	6,2	433	58	26	16	Fr. A.

Fuente: Universidad Nacional Agraria de La Molina. Junio – 2016.

4.1.7. Preparación de muestras por tinción de micelio extraradical (MER)

Se realizó utilizando la técnica del gel semisólido y cuantificación por el método de intersección de cuadrantes descrita por Robles (1999), con modificaciones por el IIAP, teniendo como procedimiento lo siguiente.

Se pesó una muestra de 1 g de suelo seco y se colocó en un vaso precipitado de 250 ml, de inmediato se agregó una pequeña cantidad de vinagre (3ml) dejando en reposo 10 minutos para dispersar los agregados del suelo y acidificar los segmentos de micelios; después se adicionó 20 ml de solución de tinta pelykan disuelto en ácido acético (10 %), seguidamente se dejó reposar a temperatura de ambiente por 30 minutos. Luego se enrazó a 100 ml con agua destilada. Enseguida, se colocó la muestra en baño María a 90°C, por periodo de 90 minutos, y durante este periodo se agitó la muestra constantemente. Posteriormente para eliminar las fracciones más finas del suelo, la muestra se pasó por un tamiz con luz de malla de 38 µm y lo retenido en el tamiz fue depositado nuevamente en el mismo vaso precipitado con una cantidad de 30 ml de agua destilada. Se calentó esta mezcla en baño María (90°C) por 1 minuto y posteriormente se enrazó a

100 ml (agregando 70 ml de agar-agar al 0,64% en concentración peso/volumen), dejándola reposar por aproximadamente 5 minutos más en baño María (90°C). En ese transcurso, se acondicionó una placa colocando en la base una rejilla cuadriculada de 0,5 cm², para que nos facilite el conteo de las hifas en un estereomicroscopio. Luego, en el baño María se mezcló la muestra hasta homogenizar la suspensión, y se tomó 10 ml con una jeringa para distribuirlos homogéneamente en la placa petri. Finalmente se dejó enfriar la muestra hasta la formación de un gel semisólido.



Figura 6. Pasos para la tinción de MER.

4.1.8. Preparación de muestras por tinción de raíces

Se realizó en raíces secundarias y terciarias del cafeto, de acuerdo a la técnica descrita por Phillips y Hayman (1970) con modificaciones por el IIAP, conocido como el método de tinción de raíces. El procedimiento fue el siguiente.

Las raíces fueron colocadas en tubos de ensayo de 20 ml dentro de una solución de KOH al 10% (concentración peso/volumen) hasta cubrir la muestra, durante 24 horas. Luego las raíces se llevaron a baño María a 90°C durante 30 minutos, con la finalidad de remover el contenido citoplasmático y clarificar el tejido cortical; después se lavó tres veces con agua corriente hasta eliminar todo el KOH. Posteriormente dejamos las raíces en agua oxigenada durante 90 minutos a temperatura ambiente, para aclarar los pigmentos de la raíz. Después se lavó tres veces con vinagre blanco para acidificar las muestras, y se dejaron las raíces en reposo hasta eliminar todo el líquido. Luego las raíces fueron sumergidas en tinta azul de trypano al 0,25% en concentración peso/volumen, y colocadas en baño María a 90°C durante 60 minutos. Finalmente se lavó tres veces las raíces con vinagre blanco, para eliminar el exceso de tinta, y las raíces teñidas se les conservaron en ácido acético blanco hasta su respectiva evaluación.



Figura 7. A) Raíces en KOH al 10% B) Raíces con KOH al 10% en baño María 90°C. por 30 min C) Raíces en agua oxigenada por 90 min. D) Raíces lavadas con vinagre. E) Raíces sumergidas en tinta azul de trypano al 0,25%. F) Raíces en baño María 90°C. por 60 min G) Raíces lavadas con vinagre. H) Finalmente raíces teñidas con azul de trypano.

4.1.9. Procedimiento para la recuperación y cuantificación de esporas de HMA-N

Se llevó a cabo utilizando la técnica del tamizado y decantación propuesta por Gerdemann y Nicolson (1963), seguida por una centrifugación en sacarosa recomendado por Daniels & Skipper (1982), con modificaciones por el IIAP, teniendo como pasos lo siguiente.

Se pesó una muestra de 10 g de suelo seco y se colocó en un vaso precipitado de 250 ml. A esto se agregó una pequeña cantidad de agua por tiempo de 10 minutos, para soltar las partículas de suelo adheridas en pequeños terrones. Después, en un envase de plástico de 5 L se incorporó la muestra y agua en 80% de su capacidad, y se agitó por 10 segundos, dejando reposar la mezcla por 30 segundos. Luego el

sobrenadante se pasó por tamices con luz de malla de 250 y 38 μm , repitiendo cinco veces el mismo procedimiento, y descartando el sobrante. Posteriormente se lavó cada tamiz, lo retenido del primero (250 μm) fue depositado en una placa petri, y del segundo (38 μm) se colocó en un tubo falcon con solución sacarosa al 20% y 60% en concentración peso/volumen. La muestra contenida en el tubo falcon se centrifugó a 2400 rpm/ 4 minutos, para precipitar las partículas de suelo y suspender las esporas hasta la interface entre los dos azúcares. Luego, se retiró cuidadosamente el tubo falcon de la centrífuga, colocando el sobrenadante en el tamiz con luz de malla de 38 μm , se lavó con agua para retirar el excedente de la solución sacarosa y lo retenido se colocó en una placa petri.

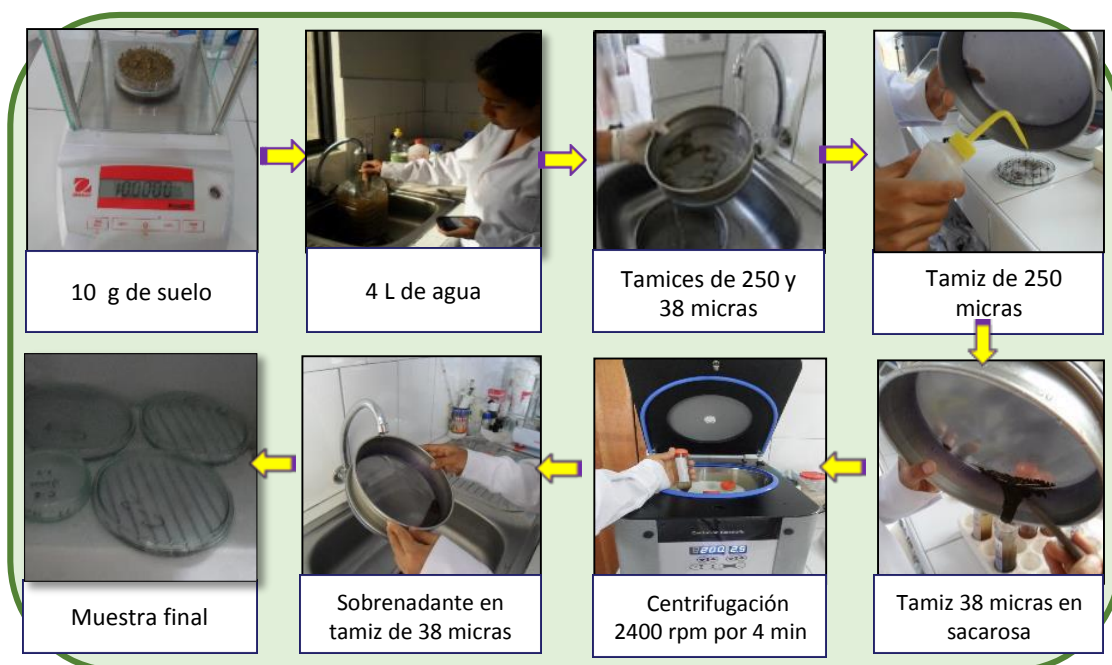


Figura 8. Procedimiento de la técnica del tamizado y decantación, seguida por una centrifugación en sacarosa.

4.1.10. Pasos para la identificación de HMA-N a nivel de especie

Con la técnica del tamizado húmedo y decantación, seguida por centrifugación en sacarosa al 20 y 60%, bajo el estereomicroscopio trinocular 6.3x – 50x MODELO STEMI 508 LAB y con ayuda de una micropipeta de 10 ml se extrajeron esporas viables de la muestra de suelo (10 g) de cada finca cafetalera y época climática en estudio, colocándoles en una placa petri con agua. Enseguida se extrajo 20 a 25 esporas por placa petri, cual se montó en láminas portaobjetos con una gota de los reactivos PVLG más yoduro de potasio, secando a temperatura de ambiente durante 72 horas; luego en un microscopio trinocular modelo E200 LED con cámara digital “Carl Zeiss” modelo AxionCam ERc 5s Rev.2, previamente calibrado y bajo los objetivos 40x 100x, se tomaron fotografías a las esporas con sus respectivas medidas diámetro mayor y diámetro menor para determinar la forma de la espora mediante un factor (D/d) de conformidad con la clave de Samuels (2004) para medir esporas de *Trichoderma* y determinar las especies. Finalmente las fotografías de las esporas de HMA-N de las tres localidades y dos épocas climáticas se enviaron a un especialista para su identificación.

4.2. DISEÑO ESTADÍSTICO

En la investigación se utilizó el diseño completo al azar (DCA) con arreglo factorial de 3A x 2B, considerándose el factor A (Provincia) y el factor B (Época), siendo 06 tratamientos con 06 repeticiones por tratamiento, generando un total de 36 unidades experimentales (Tabla 4); con un nivel de significancia de

$p < 0,05$ probabilidad de error para determinar la naturaleza de las diferencias entre tratamientos, de conformidad con Padrón (1996); previo para el análisis de varianza se sometieron los datos originales a la evaluación del supuesto de normalidad utilizándose la dócima de Shapiro Wilk, de acuerdo con Diz (2008) y para el supuesto de homogeneidad de varianza se utilizó la dócima de Levene, en concordancia con Font (2007), cumpliendo los dos supuestos. A su vez para la variable cuantificación de esporas fueron transformados a la \sqrt{x} por provenir de conteos, en aceptación por Padrón (1996); mientras que para la variable porcentaje de colonización se transformaron en la transformación de Bliss o transformación angular $\arcsen \sqrt{\%}$, según Box *et al.* (1989).

Los datos fueron sometidos a la prueba Tukey con un nivel de significancia de $p < 0,05$. Se almacenaron y analizaron los datos en el software SPSS v. 20, posteriormente para su interpretación los valores promedios se convirtieron a las unidades originales.

Tabla 4. Descripción de tratamientos de estudio.

N° Tratamiento	Clave	Provincia	Época
T1	Ms	Moyobamba	Seca
T2	Mh	Moyobamba	Húmeda
T3	Ls	Lamas	Seca
T4	Lh	Lamas	Húmeda
T5	EDs	El Dorado	Seca
T6	EDh	El Dorado	Húmeda

Fuente: Elaboración propia, 2016.

Modelo aditivo lineal: $Y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \beta_j + (\alpha\beta)_{ij} + \varepsilon_{ijk}$

Donde:

Y_{ijk} representa la k-ésima observación del i-ésimo nivel del factor A y j-ésimo nivel de factor B, μ representa a la media poblacional; α_i el efecto que produce

el i-ésimo nivel del factor Provincia y β_j corresponde al efecto del j-ésimo nivel del factor época; $(\alpha\beta)_{ij}$ es el efecto de interacción entre los factores Provincia y época B; ϵ_{ijk} es el efecto aleatorio asociado a la observación ij-ésima.

4.3. VARIABLES EVALUADAS

4.3.1. Estimación de la longitud de micelio extraradical (MER)

Mediante la técnica del gel semisólido y cuantificación por el método de intersección de cuadrantes, y bajo un estereomicroscopio a 3x de aumento se observó y se cuantificó las intersecciones hifa-línea de las muestras de suelo colectados en distintos fundos cafetaleros por localidad y época climática. La cantidad numérica resultante se transformó a longitud de micelio por unidad de peso de suelo, utilizando la fórmula de Newman (1966); citado por Carballar (2009): $R = \pi AN / 2H$.

En donde:

R= Longitud de micelio por unidad de peso de suelo. A= Área de la placa.

N= Número de intersecciones hifa-línea.

H= Longitud total de las líneas de la placa (cm).

Por tanto, las longitudes de micelios obtenidos en suelos rizosféricos colectados se presentan más adelante.

4.3.2. Determinación de la colonización micorrízica

La colonización micorrízica en las raíces secundarias y terciarias de los cafetos en tres zonas y dos épocas climáticas fue calculado utilizando la metodología de Trouvelot *et al.* (1986); citado por Gómez *et al.* (2011). Para ello cada muestra conformó 30 segmentos de raíz teñida de un cm

por planta, montadas verticalmente en paralelo una a continuación de otra sobre una lámina portaobjetos acompañadas con una gota de lactoglicerol. Luego de cubrir las raíces con láminas cubreobjetos, se realizó la observación microscópica a un aumento de 20x.40x. A cada segmento de raíz se le asignó un porcentaje correspondiente a la colonización micorrízica, de acuerdo a los siguientes niveles (Figura 9):

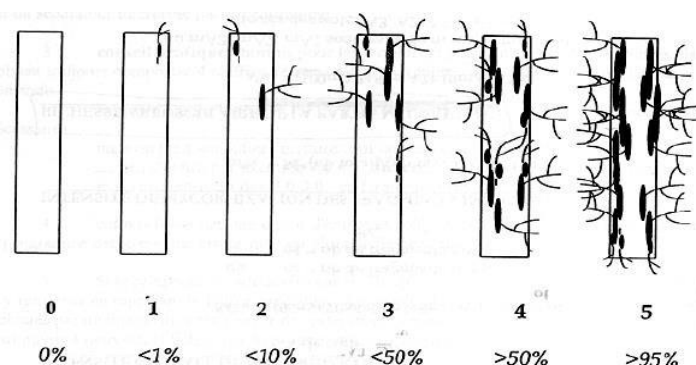


Figura 9. Niveles de colonización (0-5) según el grado de colonización del HMA, método de Trouvelot *et al.* (1986); citado por Gómez *et al.* (2011).

Para el cálculo del porcentaje de colonización micorrízica en las raíces se utilizó la siguiente fórmula:

$$(n_1 + 5n_2 + 30n_3 + 70n_4 + 95n_5) / \text{Total de segmentos observados}.$$

Donde: n= número de segmentos clasificados como 1, 2, 3, 4 y 5.

4.3.3. Cuantificación de esporas de HMA-N

La población de esporas de las dos muestras obtenidas por los tamices con luz de malla de 250 y 38 µm en la técnica del tamizado y decantación se cuantificó bajo un estereomicroscopio, cuyos resultados se muestran más adelante.

4.3.4. Identificación de HMA – N

El Dr. Biólogo Santos Carballar Hernández, investigador adjunto de la Universidad de la Sierra Juárez – México, experto en trabajos con HMA, fue quien identificó estos propágulos a nivel de género y especie con fotografías de esporas tomados en el Laboratorio de Micorrizas – IIAP-San Martín y medidas biométricas en micras del diámetro mayor y diámetro menor tomadas a nivel de microscopías. Para la asignación del color a cada espora se utilizó la guía del sitio web de Janusz Blaszowski (2003) y el Catálogo Ilustrado de las Micorrizas Arbusculares de la Amazonía Colombiana Peña *et al.* (2006). Asimismo, la guía de Samuels (2004) “*Trichoderma* a guide to identification and biology” nos ayudó a determinar las formas de cada una de las esporas halladas en estas tres localidades y dos épocas climáticas. Dichas especies identificadas se mencionan en los resultados.

V. RESULTADOS

5.1. LONGITUD DE MICELIO EXTRARADICAL (cm/g suelo)

Tabla 5. Análisis de varianza por la longitud de micelio extraradical (cm/g suelo) en suelo de fincas cafetaleras, en las provincias de Lamas (Aviación), El Dorado (Buena Vista) y Moyobamba (Los Ángeles), y en dos épocas climáticas: seca y húmeda.

Fuente de variabilidad	Suma de cuadrados	G.L.	Cuadrado medio	F.C.	P – valor Sig.
Provincia	423,864	2	211,932	5,456	0,01*
Época	2785,377	1	2785,377	71,708	0,001*
Provincia x época	710,297	2	355,149	9,143	0,001*
Error	1165,306	30	38,844		
Total	5084,843	35			

$R^2(\%) = 77,1$ C.V.(%)=17,9

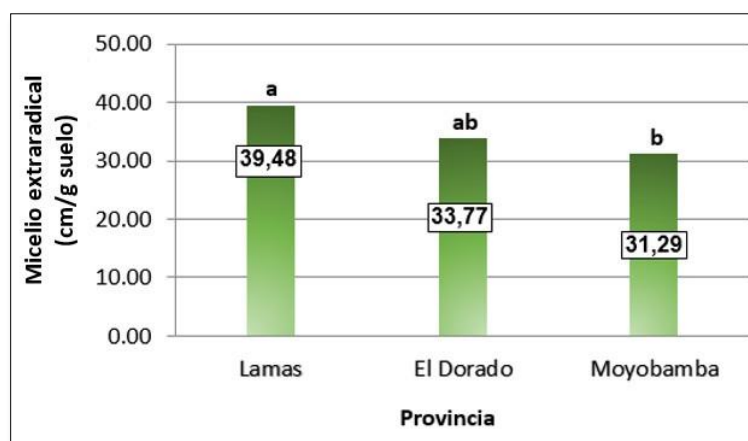


Gráfico 1. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) para el efecto principal provincia para la longitud de micelio extraradical (cm/g suelo). Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí.

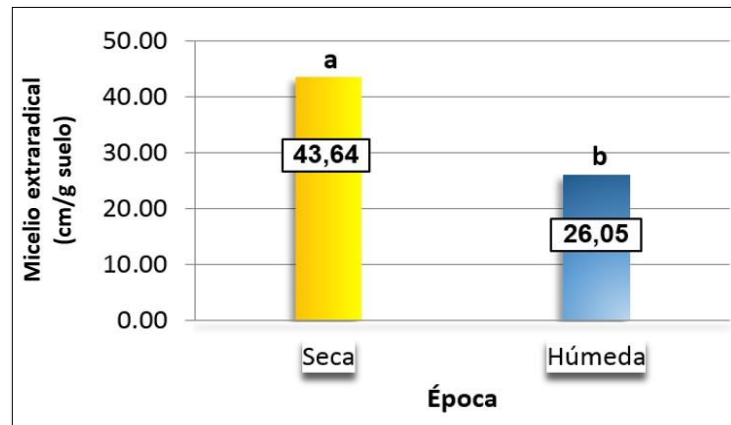


Gráfico 2. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) para el efecto principal época para longitud de micelio extraradical (cm/g suelo). Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí.

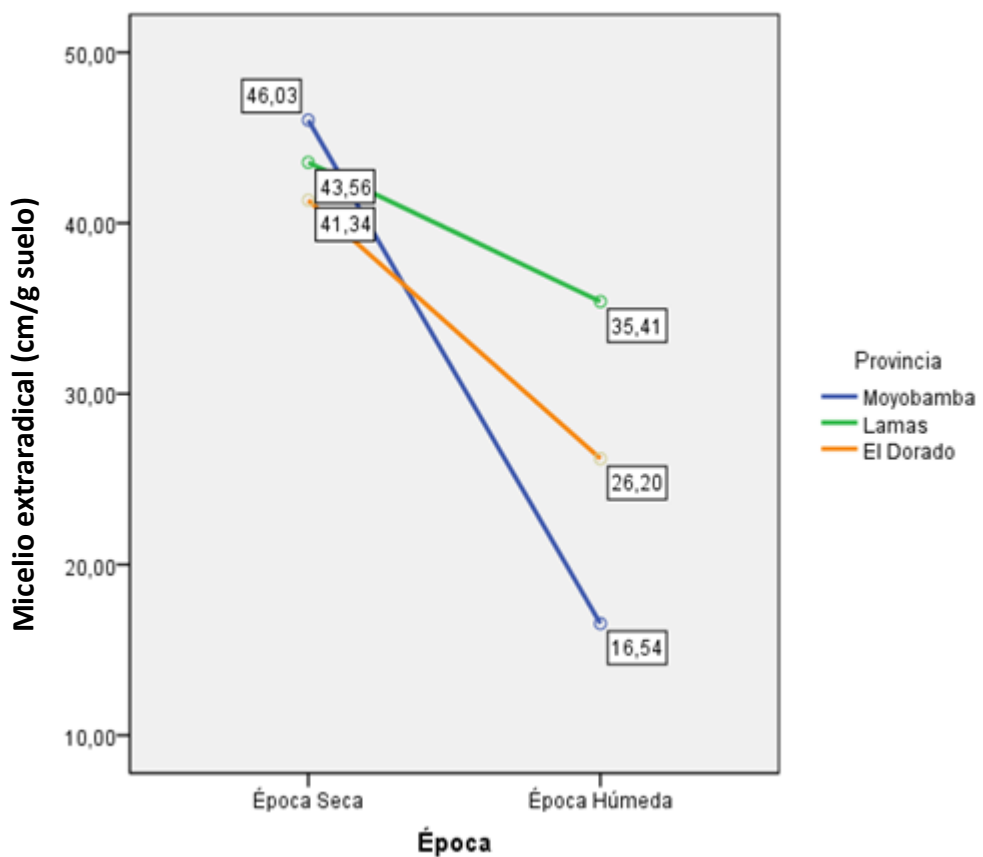


Gráfico 3. Efecto de interacción entre provincia y época para longitud de micelio extraradical (cm/g suelo).



Figura 10. Micelio extraradical de HMA-N en suelo de cafeto variedad caturra. La flecha indica la hifa de HMA-N.

5.2. COLONIZACIÓN (%)

Tabla 6. Análisis de varianza para la colonización (%) en raíces jóvenes de cafetos, en tres provincias y dos épocas climáticas. Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$.

Fuente de variabilidad	Suma de cuadrados	G.L.	Cuadrado medio	F.C.	P – valor Sig.
Provincia	1373,058	2	686,529	211,684	0,001 *
Época	68,338	1	68,338	21,071	0,001 *
Provincia x época	17,892	2	8,946	2,758	0,079 N.S.
Error	97,296	30	3,243		
Total	1556,582	35			

$R^2(\%) = 93,7$ C.V.(%)=7,8

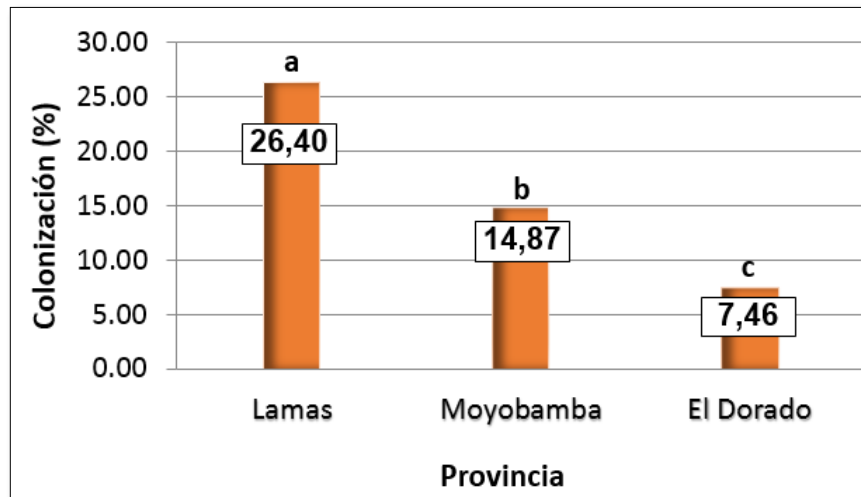


Gráfico 4. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) para el efecto principal provincia para la colonización (%). Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí.

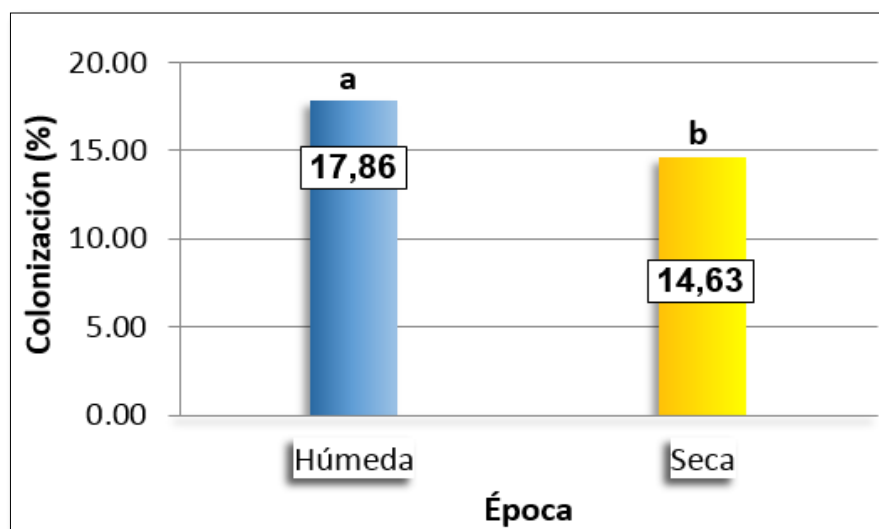


Gráfico 5. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) para el efecto principal época para la colonización (%). Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí.

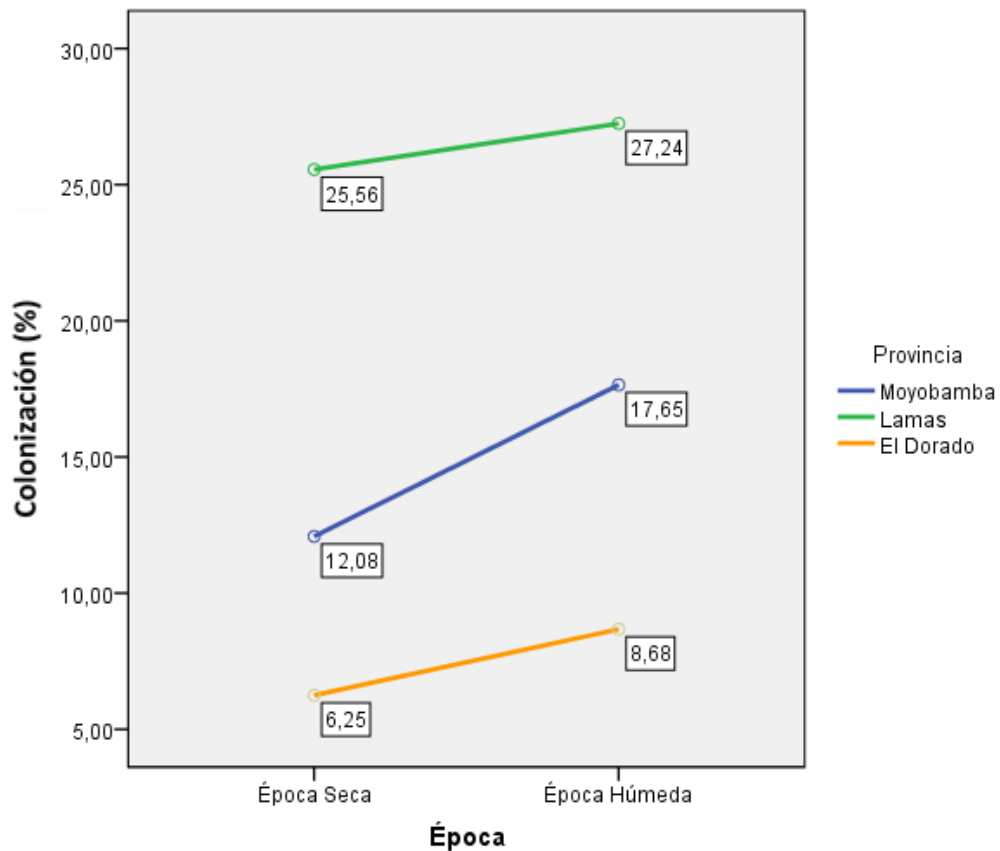


Gráfico 6. Efecto de interacción entre provincia y época para la colonización (%).

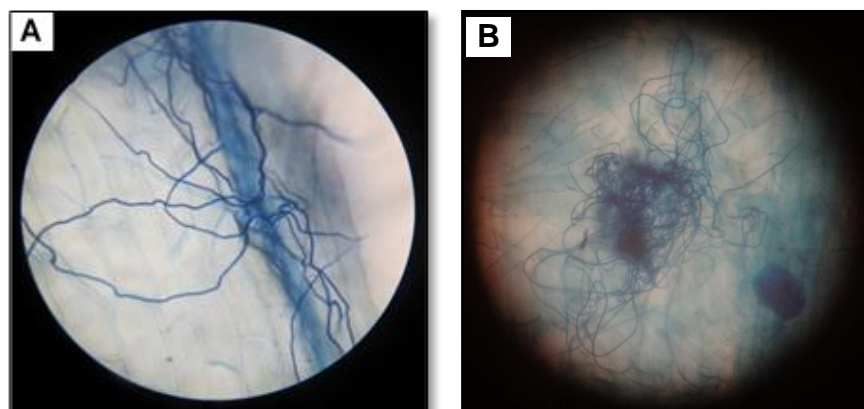


Figura 11. Densidad visual de micelio de HMA-N en raíces teñidas de cafeto variedad caturra. A) Micelio intraradical. B) Micelio extraradical de HMA-N.

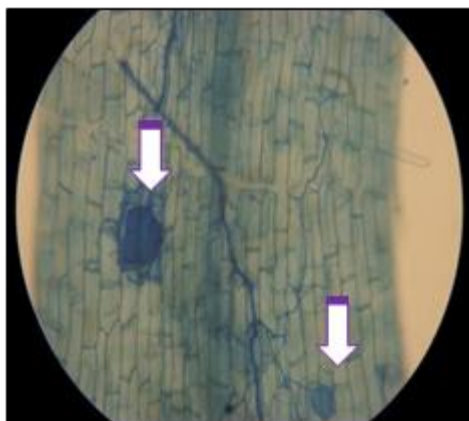


Figura 12. Vesículas de HMA-N encontrados en raíces teñidas de café variedad caturra. Las flechas indican vesículas de HMA-N.

5.3. NÚMERO DE ESPORAS DE HMA-N

Tabla 7. Análisis de varianza del número de esporas de HMA-N (10 g de suelo seco) en suelo de fincas cafetaleras, en tres provincias y dos épocas climáticas.

Datos transformados \sqrt{x} .

Fuente de variabilidad	Suma de cuadrados	G.L.	Cuadrado medio	F.C.	P – valor Sig.
Provincia	37,402	2	18,701	67,680	,001*
Época	43,209	1	43,209	156,374	,001*
Provincia x época	3,678	2	1,839	6,655	0,067 N.S.
Error	8,290	30	0,276		
Total	92,578	35			

$R^2(\%) = 91$ $CV(\%) = 4,61$

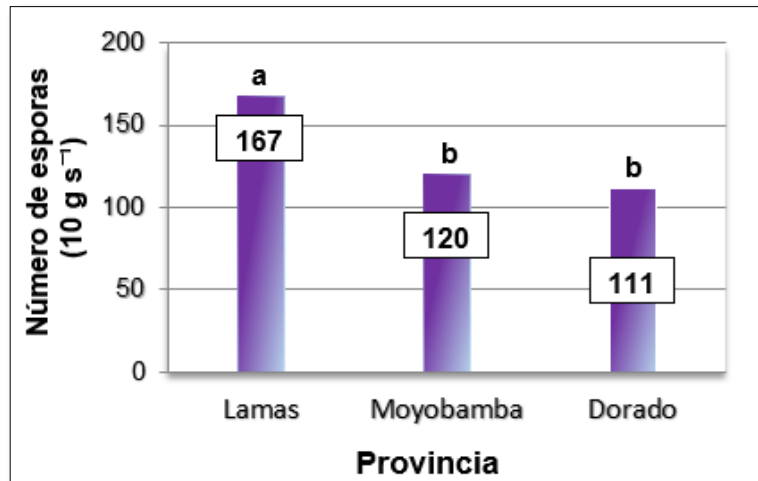


Gráfico 7. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) para el efecto principal provincia para el número de esporas (10 g de suelo seco). Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí.

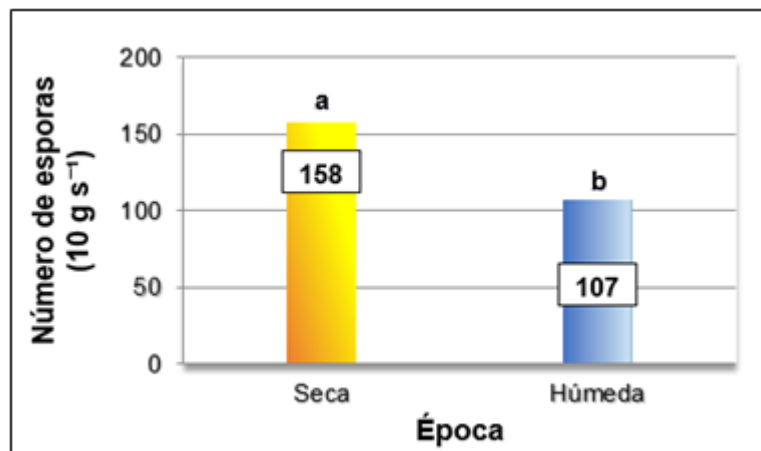


Gráfico 8. Prueba de Tukey ($p < 0,05$) para el efecto principal época para el número de esporas (10 g de suelo seco). Medias con letras diferentes difieren estadísticamente entre sí.

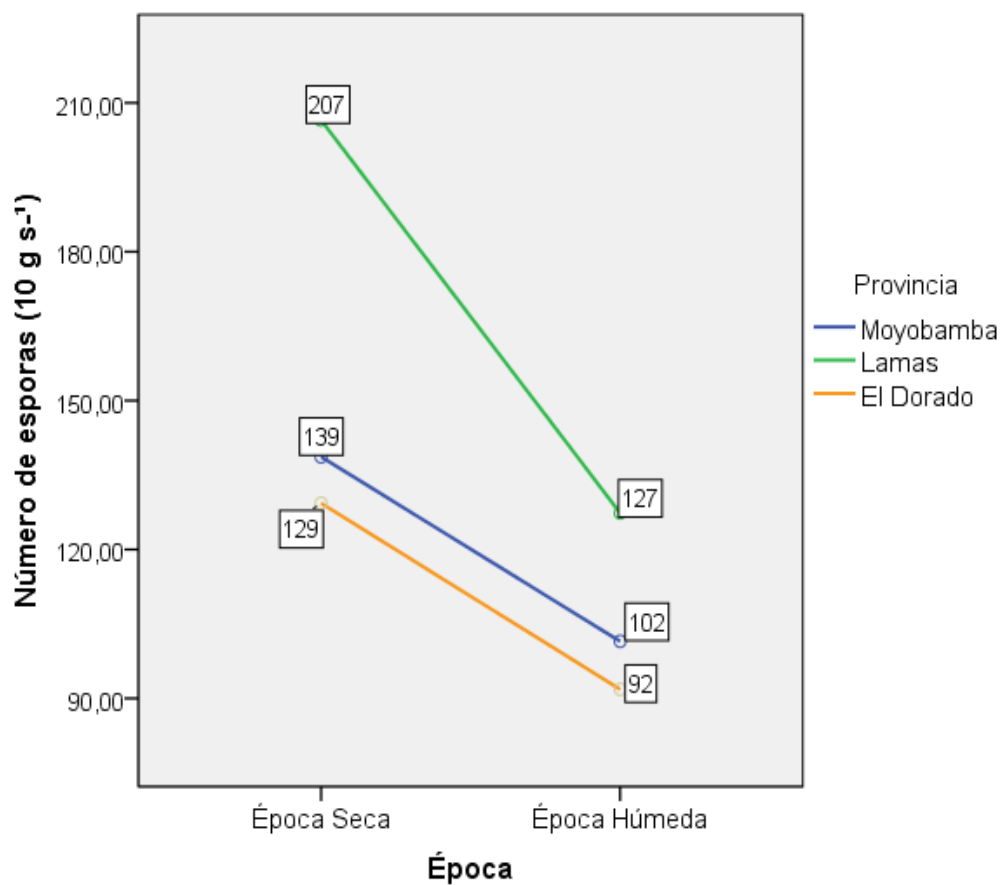
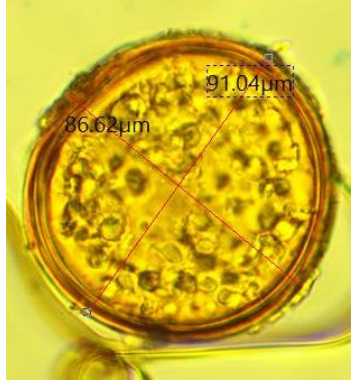
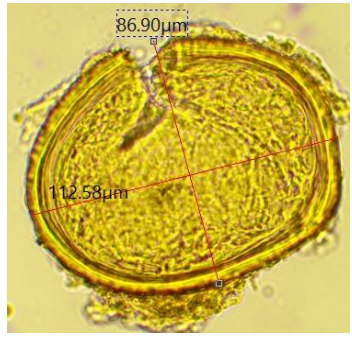





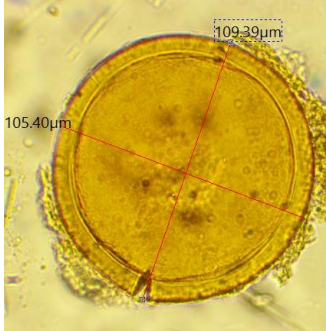


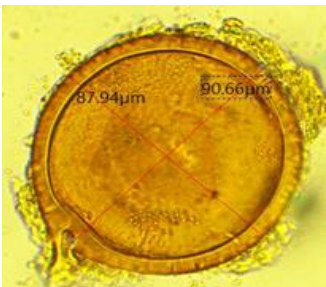
Gráfico 9. Efecto de interacción entre provincia y época para el número de esporas (10 g de suelo seco).

5.4 HMA-N IDENTIFICADOS A NIVEL DE GÉNERO Y ESPECIE

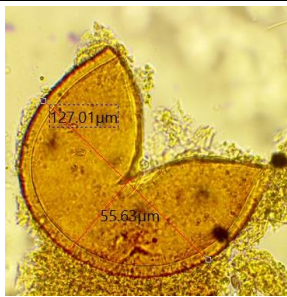
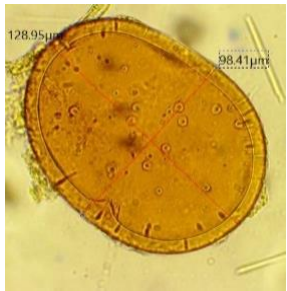
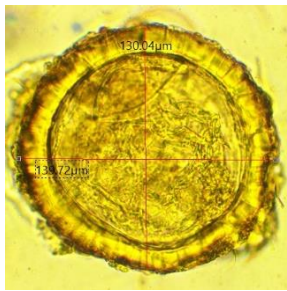
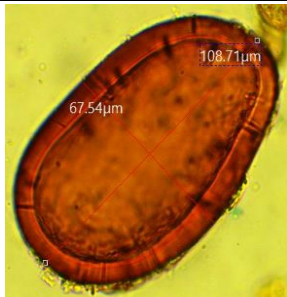
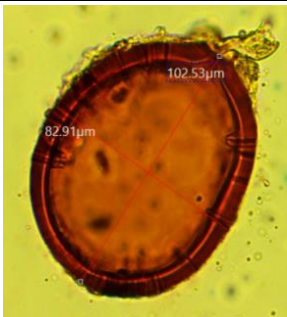
Cuadro 1. Descripción morfológica de HMA-N identificados en AVIACIÓN (LAMAS) en la ÉPOCA SECA.

	<i>Acaulospora</i> sp.	Diámetro	Diámetro mayor (D): 91,04 µm Diámetro menor (d): 86,62 µm
		Color	Amarillo con cierto tono a café.
		Forma	D/d= 1,05 µm= Globoso.*
	<i>Acaulospora</i> sp. 1	Diámetro	Diámetro mayor: 112,58 µm Diámetro menor: 86,90 µm
		Color	Amarillo – oliva.
		Forma	D/d= 1,30 µm= Elipsoidal.*
	<i>Acaulospora</i> sp. 2	Diámetro	Diámetro mayor: 130,38 µm Diámetro menor: 112,81 µm
		Color	Amarillo.
		Forma	D/d= 1,16 µm= Subglobosa.*
	<i>Acaulospora</i> sp. 3	Diámetro	Diámetro mayor: 166,49 µm Diámetro menor: 134,04 µm
		Color	Café.
		Forma	D/d= 1,24 µm= Subglobosa.*

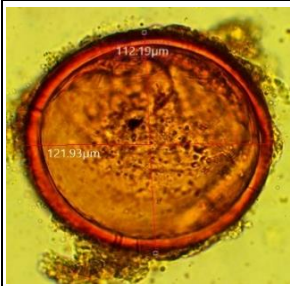

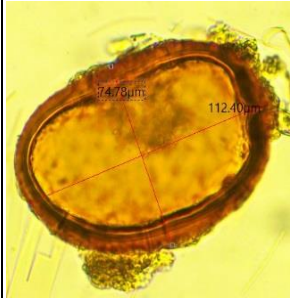

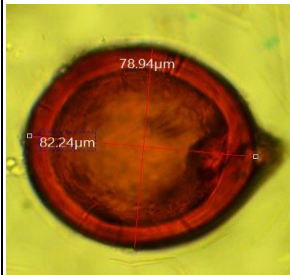
Cuadro 2. Descripción morfológica de HMA-N identificados en AVIACIÓN (LAMAS) en la ÉPOCA SECA (continuación del cuadro 1).

	<i>Claroideoglossum claroideum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 92,36 µm Diámetro menor (d): 75,62 µm
		Color	Amarillo pálido.
		Forma	D/d= 1,22 µm= Subglobosa.*
	<i>Claroideoglossum claroideum 1</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 109,39 µm Diámetro menor (d): 105,40 µm
		Color	Amarillo.
		Forma	D/d= 1,04 µm= Globoso.*
	<i>Claroideoglossum claroideum 2</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 110,52 µm Diámetro menor (d): 86,17 µm
		Color	Café.
		Forma	D/d= 1,28 µm= Elipsoidal.*
	<i>Claroideoglossum claroideum 3</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 102,44 µm Diámetro menor (d): 97,01 µm
		Color	Amarillo cafetoso.
		Forma	D/d= 1,06 µm= Subglobosa.*
	<i>Claroideoglossum etunicatum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 90,66 µm Diámetro menor (d): 87,94 µm
		Color	Amarillo cafetoso.
		Forma	D/d= 1,03 µm= Globoso.*


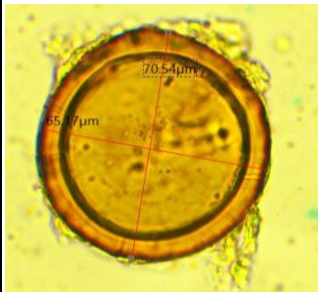



Cuadro 3. Descripción morfológica de HMA-N identificados en AVIACIÓN (LAMAS) en la ÉPOCA SECA (continuación del cuadro 2).

	<i>Claroideoglossum etunicatum 1</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 127,01 µm Diámetro menor (d): 99,20 µm
		Color	Amarillo cafetoso.
		Forma	D/d= 1,28 µm= Elipsoidal.*
	<i>Claroideoglossum etunicatum 2</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D):128,95 µm Diámetro menor (d): 98,41 µm
		Color	Amarillo cafetoso.
		Forma	D/d= 1,31 µm= Elipsoidal.*
	<i>Claroideoglossum sp.</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 139,72 µm Diámetro menor (d): 130,04 µm
		Color	Amarillo – oliva.
		Forma	D/d= 1,07= Subglobosa.*
	<i>Funnelformis geosporum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D):108,71 µm Diámetro menor (d): 67,54 µm
		Color	Café rojizo oscuro.
		Forma	D/d= 1,61 µm= Oblonga a estrechamente elipsoidal.*
	<i>Funnelformis geosporum 1</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D):102,53 µm Diámetro menor (d): 82,91 µm
		Color	Café rojizo oscuro.
		Forma	D/d= 1,24 µm= Subglobosa.*



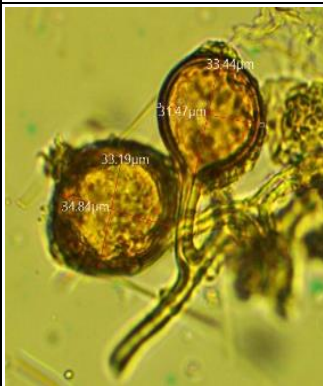

Cuadro 4. Descripción morfológica de HMA-N identificados en AVIACIÓN (LAMAS) en la ÉPOCA SECA (continuación del cuadro 3).

	<i>Funnelformis geosporum 2</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 121,93 µm Diámetro menor (d): 112,19 µm
		Color	Café rojizo oscuro.
		Forma	D/d= 1,09 µm= Subglobosa.*
	<i>Funnelformis geosporum 3</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 125,88 µm Diámetro menor (d): 88,58 µm
		Color	Café rojizo oscuro.
		Forma	D/d= 1,42 µm= Ovoidal a elipsoidal.*
	<i>Funnelformis geosporum 4</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 112,40 µm Diámetro menor (d): 74,78 µm
		Color	Café.
		Forma	D/d= 1,50 µm= Oblongo a elipsoidal.*
	<i>Glomus macrocarpum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 82,95 µm Diámetro menor (d): 75,38 µm
		Color	Café.
		Forma	D/d= 1,10 µm= Subglobosa.*
	<i>Glomus macrocarpum 1</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 82,24 µm Diámetro menor (d): 78,94 µm
		Color	Café rojizo oscuro.
		Forma	D/d= 1,04 µm= Globoso.*

Cuadro 5. Descripción morfológica de HMA-N identificados en AVIACIÓN (LAMAS) en la ÉPOCA SECA (continuación del cuadro 4).



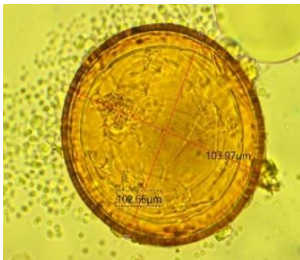
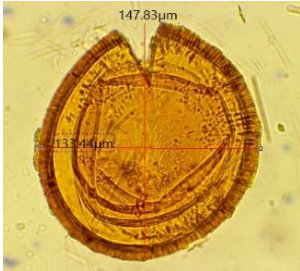
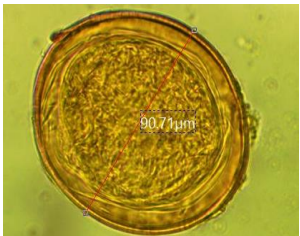
	<i>Glomus macrocarpum 2</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 84,11 µm Diámetro menor (d): 81,63 µm
		Color	Amarillo cafetoso.
		Forma	D/d= 1,03 µm= Globoso.*
	<i>Glomus macrocarpum 3</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 70,54 µm Diámetro menor (d): 65,17 µm
		Color	Amarillo cafetoso.
		Forma	D/d= 1,08 µm= Subglobosa.*
	<i>Glomus microcarpum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 56,52 µm Diámetro menor (d): 52,08 µm
		Color	Amarillo cafetoso.
		Forma	D/d= 1,09 µm= Subglobosa.*
	<i>Glomus microcarpum 1</i>	Diámetro	Diámetros mayores (D): 43,91 µm y 39,92 µm Diámetros menores (d): 43,12 µm y 39,45 µm
		Color	Amarillo cafetoso.
		Forma	D/d= 1,02 µm y 1,01 µm= Globoso.*
	<i>Glomus microcarpum 2</i>	Diámetro	Diámetros mayores (D): 45,94 µm y 47,50 µm Diámetros menores (d): 41,86 µm y 40,17 µm
		Color	Amarillo dorado.
		Forma	D/d=1,1 µm y 1,2 µm= Subglobosa.*

Cuadro 6. Descripción morfológica de HMA-N identificados en AVIACIÓN (LAMAS) en la ÉPOCA SECA (continuación del cuadro 5).




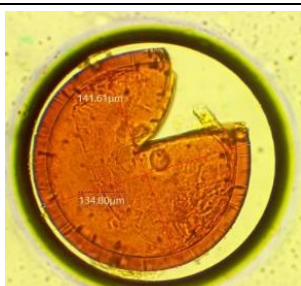

	<i>Glomus microcarpum 3</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 47,68 µm Diámetro menor (d): 38,02 µm
		Color	Amarillo dorado.
		Forma	D/d= 1,25 µm= Elipsoidal.*
	<i>Glomus microcarpum 4</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 47,94 µm Diámetro menor (d): 43,39 µm
		Color	Amarillo dorado.
		Forma	D/d= 1,10 µm= Subgloboso.*
	<i>Glomus microcarpum 5</i>	Diámetro	Diámetros mayores (D): 33,44 µm y 34,84 µm Diámetros menores (d): 31,17 µm y 33,19 µm
		Color	Amarillo – oliva.
		Forma	D/d= 1,07 µm y 1,05 µm. Subglobosa y globoso.*
	<i>Glomus microcarpum 6</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 36,93 µm Diámetro menor (d): 35,90 µm
		Color	Amarillo cafetoso.
		Forma	D/d= 1,03 µm= Globoso.*

(*) Samuels, G. (2004). *Trichoderma* a guide to identification and biology.

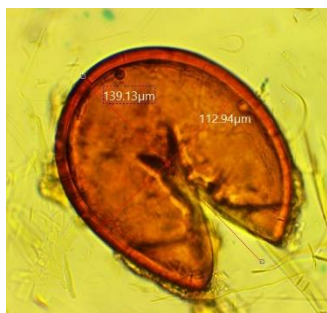
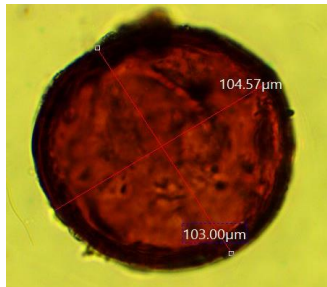
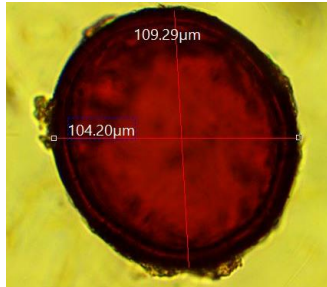
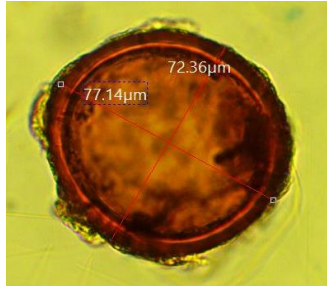

Cuadro 7. Descripción morfológica de HMA-N identificados en Buena Vista (El Dorado) en la ÉPOCA SECA.

	Acaulospora sp.	Diámetro	Diámetros mayores (D): 110,64 µm y 102,50 µm Diámetros menores (d): 79 µm y 86,46 µm
		Color	Amarillo cafetoso.
		Forma	D/d= 1,40 µm y 1,19 µm = Ovoidal a elipsoidal y Subglobosa.*
	Acaulospora sp.1	Diámetro	Diámetro mayor (D): 108,78 µm Diámetro menor (d): 91,84 µm
		Color	Amarillo – oliva
		Forma	D/d= 1,18 µm= Subglobosa.*
	Acaulospora sp. 2	Diámetro	Diámetro mayor (D): 103,97 µm Diámetro menor (d): 102,66 µm
		Color	Amarillo cafetoso.
		Forma	D/d= 1,01 µm= Globoso.*
	Acaulospora sp. 3	Diámetro	Diámetro mayor (D): 147,83 µm Diámetro menor (d): 133,44 µm
		Color	Amarillo cafetoso.
		Forma	D/d= 1,11 µm= Subglobosa.*
	Acaulospora sp. 4	Diámetro	Diámetro mayor (D): 103,81 µm Diámetro menor (d): 90,70 µm
		Color	Amarillo - naranja.
		Forma	D/d= 1,15 µm= Subglobosa.*


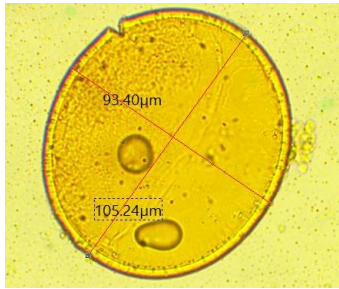
Cuadro 8. Descripción morfológica de HMA-N identificados en Buena Vista (El Dorado) en la ÉPOCA SECA (continuación del cuadro 7).

	<i>Acaulospora</i> <i>sp. 5</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 144,95 µm Diámetro menor (d): 121,94 µm
		Color	Amarillo.
		Forma	D/d= 1,19 µm= Subgloboso.*
	<i>Claroideoglossum</i> <i>claroideum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 144 µm Diámetro menor (d): 124,62 µm
		Color	Amarillo.
		Forma	D/d= 1,16 µm= Subgloboso.*
	<i>Claroideoglossum</i> <i>claroideum 1</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 107,20 µm Diámetro menor (d): 102,96 µm
		Color	Amarillo.
		Forma	D/d= 1,04 µm= Globoso.*
	<i>Funneliformis</i> <i>geosporum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 141,61 µm Diámetro menor (d): 134,80 µm
		Color	Café.
		Forma	D/d= 1,05 µm= Globoso.*
	<i>Funneliformis</i> <i>geosporum 1</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 142,68 µm Diámetro menor (d): 138,64 µm
		Color	Café rojizo oscuro.
		Forma	D/d= 1,03 µm= Globoso.*

Cuadro 9. Descripción morfológica de HMA-N identificados en Buena Vista (El Dorado) en la ÉPOCA SECA (continuación del cuadro 8).


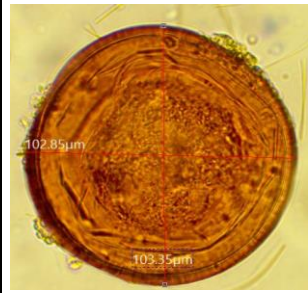
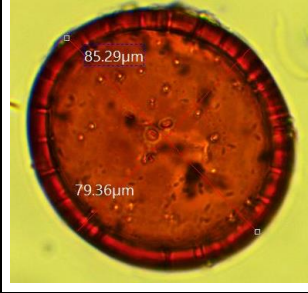


	<i>Funnelformis geosporum 2</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 139,13 µm Diámetro menor (d): 112,94 µm
		Color	Café.
		Forma	D/d= 1,23 µm= Subglobosa.*
	<i>Funnelformis constrictum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 104,57 µm Diámetro menor (d): 103 µm
		Color	Café rojizo oscuro.
		Forma	D/d= 1,02 µm= Globoso.*
	<i>Funnelformis constrictum 1</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 109,29 µm Diámetro menor (d): 104,20 µm
		Color	Café rojizo oscuro.
		Forma	D/d= 1,05 µm= Globoso.*
	<i>Glomus macrocarpum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 77,14 µm Diámetro menor (d): 72,36 µm
		Color	Café.
		Forma	D/d= 1,07 µm= Subglobosa.*
	<i>Glomus microcarpum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 46,51 µm Diámetro menor (d): 45,44 µm
		Color	Amarillo dorado con cierto tono a café.
		Forma	D/d= 1,02 µm= Globoso.*

Cuadro 10. Descripción morfológica de HMA-N identificados en Buena Vista (El Dorado) en la ÉPOCA SECA (continuación del cuadro 9).

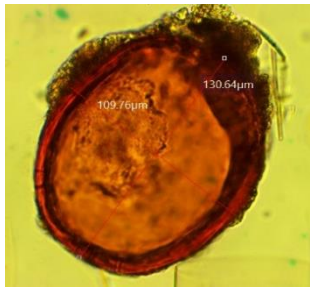



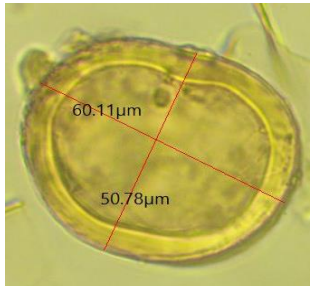
	<i>Glomus spinuliferum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 137,37 μm Diámetro menor (d): 130,56 μm
		Color	Naranja rojizo.
		Forma	D/d= 1,05 μm = Globoso.*
	<i>C. etunicatum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 105,24 μm Diámetro menor (d): 93,40 μm
		Color	Amarillo.
		Forma	D/d= 1,13 μm = Subglobosa.*

(*) Samuels, G. (2004). *Trichoderma* a guide to identification and biology.


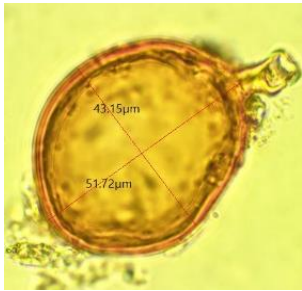
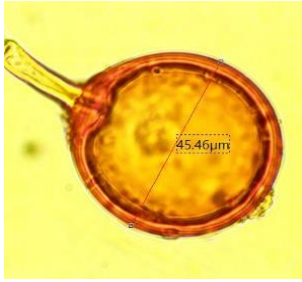

Cuadro 11. Descripción morfológica de HMA-N identificados en Los Ángeles (Moyobamba) en la ÉPOCA SECA.

	<i>Acaulospora</i> sp.	Diámetro	Diámetro mayor (D): 212,01 μm Diámetro menor (d): 196,62 μm
		Color	Naranja rojizo.
		Forma	D/d= 1,08 μm = Subglobosa.*
	<i>Acaulospora</i> sp. 1	Diámetro	Diámetro mayor (D): 103,35 μm Diámetro menor (d): 102,85 μm
		Color	Café.
		Forma	D/d= 1 μm = Globoso.*
	<i>Glomus</i> <i>macrocarpum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 85,29 μm Diámetro menor (d): 79,36 μm
		Color	Café rojizo oscuro.
		Forma	D/d= 1,07 μm = Subglobosa.*
	<i>Glomus</i> <i>macrocarpum</i> 1	Diámetro	Diámetro mayor (D): 68,51 μm Diámetro menor (d): 60,45 μm
		Color	Amarillo dorado con cierto tono a café.
		Forma	D/d= 1,13 μm = Subglobosa.*
	<i>Glomus</i> <i>macrocarpum</i> 2	Diámetro	Diámetro mayor (D): 66,61 μm Diámetro menor (d): 59,52 μm
		Color	Amarillo cafetoso.
		Forma	D/d= 1,12 μm = Subglobosa.*

Cuadro 12. Descripción morfológica de HMA-N identificados en Los Ángeles (Moyobamba) en la ÉPOCA SECA (continuación del cuadro 11).


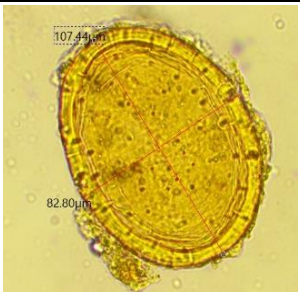
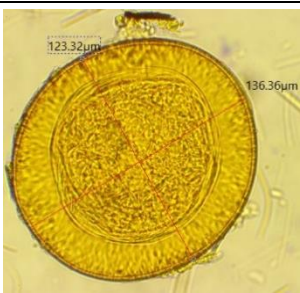
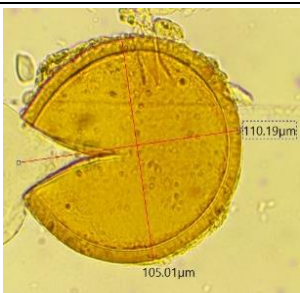
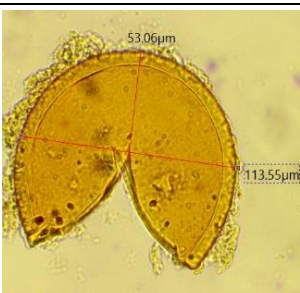
	<i>Funnelformis geosporum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 130,64 µm Diámetro menor (d): 109,76 µm
		Color	Café rojizo.
		Forma	D/d= 1,19 µm= Subglobosa.*
	<i>Funnelformis geosporum 1</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 134,87 µm Diámetro menor (d): 120,07 µm
		Color	Café.
		Forma	D/d= 1,12 µm= Subglobosa.*
	<i>Funnelformis geosporum 2</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 145,13 µm Diámetro menor (d): 126,38 µm
		Color	Amarillo cafetoso.
		Forma	D/d= 1,15 µm= Subglobosa.*
	<i>Funnelformis geosporum 3</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 127,67 µm Diámetro menor (d): 122,53 µm
		Color	Amarillo cafetoso.
		Forma	D/d= 1,04 µm= Globoso.*
	<i>Rhizophagus fasciculatus</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 60,11 µm Diámetro menor (d): 50,78 µm
		Color	Amarillo-oliva.
		Forma	D/d= 1,18 µm= Subglobosa.*

Cuadro 13. Descripción morfológica de HMA-N identificados en Los Ángeles (Moyobamba) en la ÉPOCA SECA (continuación del cuadro 12).


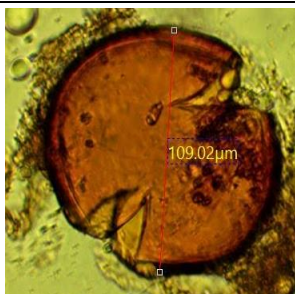


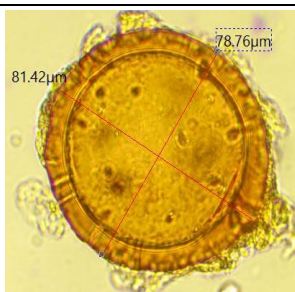
	<i>Glomus microcarpum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 47,58 µm Diámetro menor (d): 46,81 µm
		Color	Amarillo cafetoso.
		Forma	D/d= 1,02 µm= Globoso.*
	<i>Glomus microcarpum 1</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 51,72 µm Diámetro menor (d): 43,15 µm
		Color	Amarillo cafetoso.
		Forma	D/d= 1,20 µm= Subglobosa.*
	<i>Glomus microcarpum 2</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 50,34 µm Diámetro menor (d): 45,46 µm
		Color	Amarillo cafetoso.
		Forma	D/d= 1,11 µm= Subglobosa.*
	<i>Claroideoglomus claroideum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 92,81 µm Diámetro menor (d): 87,17 µm
		Color	Amarillo.
		Forma	D/d= 1,06 µm= Subglobosa.*

(*) Samuels, G. (2004). *Trichoderma* a guide to identification and biology.

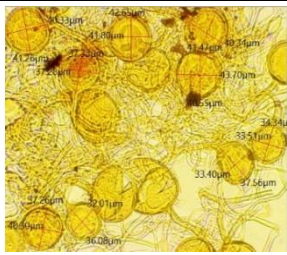



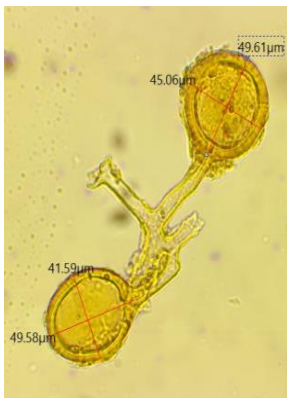
Cuadro 14. Descripción morfológica de HMA-N identificados en Aviación (Lamas) en la ÉPOCA HÚMEDA.

	<i>Acaulospora</i> <i>sp.</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 105,24 µm Diámetro menor (d): 102,38 µm
		Color	Amarillo-oliva.
		Forma	D/d= 1,03 µm= Globoso.*
	<i>Acaulospora</i> <i>sp.1</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 107,44 µm Diámetro menor (d): 82,80 µm
		Color	Amarillo.
		Forma	D/d= 1,30 µm= Elipsoidal.*
	<i>Acaulospora</i> <i>sp. 2</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 136,36 µm Diámetro menor (d): 123,32 µm
		Color	Amarillo.
		Forma	D/d= 1,11 µm= Subglobosa.*
	<i>Claroideoglossum</i> <i>claroideum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 110,19 µm Diámetro menor (d): 105,01 µm
		Color	Amarillo.
		Forma	D/d= 1,05 µm. Globoso.*
	<i>Claroideoglossum</i> <i>claroideum 1</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 123 µm Diámetro menor (d): 113,55 µm
		Color	Amarillo.
		Forma	D/d= 1,08 µm= Subglobosa.*

Cuadro 15. Descripción morfológica de HMA-N identificados en Aviación (Lamas) en la ÉPOCA HÚMEDA (continuación del cuadro 14).



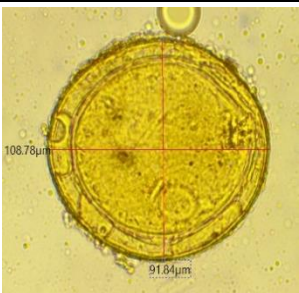


	<i>Claroideoglossum etunicatum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 91,94 μm Diámetro menor (d): 88,24 μm
		Color	Amarillo.
		Forma	D/d= 1,04 μm= Globoso.*
	<i>Funneliformis geosporum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 122,09 μm Diámetro menor (d): 109,02 μm
		Color	Café.
		Forma	D/d= 1,12 μm= Subglobosa.*
	<i>Glomus macrocarpum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 77,65 μm Diámetro menor (d): 76,43 μm
		Color	Café.
		Forma	D/d= 1,02 μm= Globoso.*
	<i>Glomus macrocarpum 1</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 77,91 μm Diámetro menor (d): 74,18 μm
		Color	Amarillo cafetoso.
		Forma	D/d= 1,05 μm= Globoso.*
	<i>Glomus macrocarpum 2</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 81,42 μm Diámetro menor (d): 78,76 μm
		Color	Amarillo con cierto tono a café.
		Forma	D/d= 1,03 μm= Globoso.*

Cuadro 16. Descripción morfológica de HMA-N identificados en Aviación (Lamas) en la ÉPOCA HÚMEDA (continuación del cuadro 15).

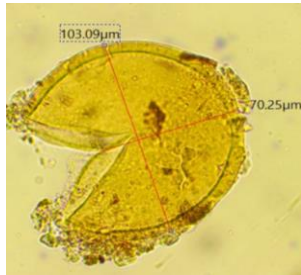
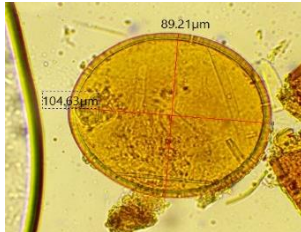


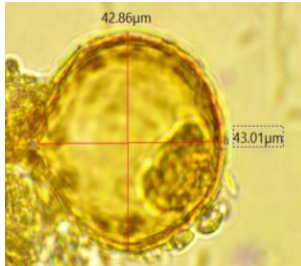
	<i>Glomus aggregatum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 41,47 μm Diámetro menor (d): 40,34 μm
		Color	Amarillo pastel.
		Forma	D/d= 1,03 μm = Globoso.*
	<i>Glomus microcarpum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 53 μm Diámetro menor (d): 50 μm
		Color	Café oscuro.
		Forma	D/d= 1,06 μm = Subglobosa.*
	<i>Glomus microcarpum 1</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 46,16 μm Diámetro menor (d): 45,54 μm
		Color	Amarillo dorado.
		Forma	D/d= 1,01 μm = Globoso.*
	<i>Glomus microcarpum 2</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 51,66 μm Diámetro menor (d): 49,23 μm
		Color	Amarillo dorado.
		Forma	D/d= 1,05 μm = Globoso.*
	<i>Glomus microcarpum 3</i>	Diámetro	Diámetros mayores (D): 49,61 μm y 49,58 μm Diámetros menores (d): 45,06 μm y 41,59 μm
		Color	Amarillo dorado.
		Forma	D/d=1,10 μm y 1,19 μm Subglobosa.*

(*) Samuels, G. (2004). *Trichoderma* a guide to identification and biology.

Cuadro 17. Descripción morfológica de HMA-N identificados en Buena Vista (El Dorado) en la ÉPOCA HÚMEDA.


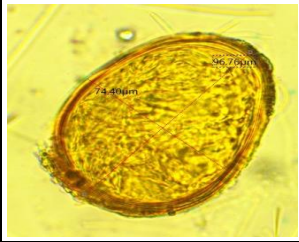
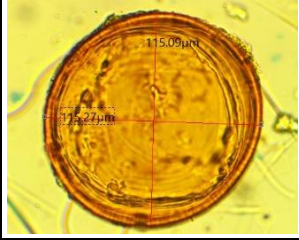
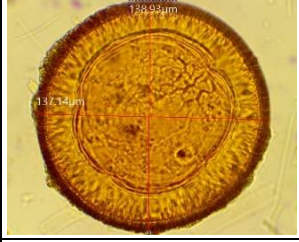


	<i>Acaulospora</i> sp.	Diámetro	Diámetro mayor (D): 91,61 µm Diámetro menor (d): 86,85 µm
		Color	Amarillo-oliva.
		Forma	D/d= 1,05 µm. Globoso.*
	<i>Acaulospora</i> sp.1	Diámetro	Diámetro mayor (D): 98,96 µm Diámetro menor (d): 91,31 µm
		Color	Amarillo-oliva.
		Forma	D/d= 1,08 µm= Subglobosa.*
	<i>Acaulospora</i> sp. 2	Diámetro	Diámetro mayor (D): 108,78 µm Diámetro menor (d): 91,84 µm
		Color	Amarillo-oliva.
		Forma	D/d= 1,18 µm= Subglobosa.*
	<i>Acaulospora</i> sp. 3	Diámetro	Diámetro mayor (D): 113,11 µm Diámetro menor (d): 96,03 µm
		Color	Amarillo-oliva.
		Forma	D/d= 1,18 µm. Subglobosa.*
	<i>Funneliformis</i> <i>geosporum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 110,19 µm Diámetro menor (d): 105,88 µm
		Color	Café rojizo oscuro.
		Forma	D/d= 1,04 µm= Globoso.*

Cuadro 18. Descripción morfológica de HMA-N identificados en Buena Vista (El Dorado) en la ÉPOCA HÚMEDA (continuación del cuadro 17).

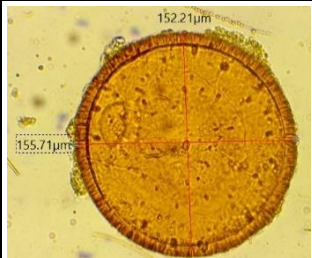
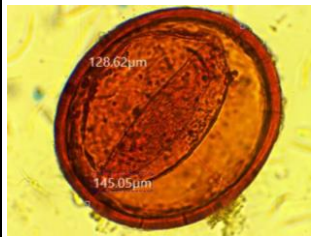
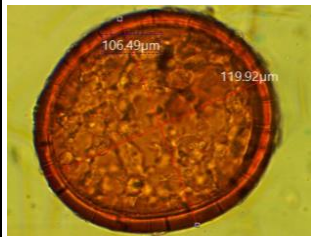
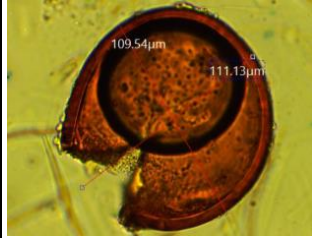

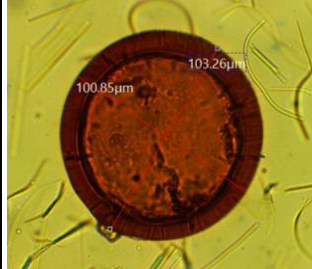
	<i>Claroideoglomus claroideum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 110,25 µm Diámetro menor (d): 103,09 µm
		Color	Amarillo.
		Forma	D/d= 1,07 µm= Subglobosa.*
	<i>Claroideoglomus etunicatum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 104,63 µm Diámetro menor (d): 89,21 µm
		Color	Amarillo.
		Forma	D/d= 1,17 µm= Subglobosa.*
	<i>Glomus macrocarpum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 66,20 µm Diámetro menor (d): 61,54 µm
		Color	Amarillo cafetoso.
		Forma	D/d= 1,08 µm= Subglobosa.*
	<i>Glomus microcarpum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 56,85 µm Diámetro menor (d): 54,43 µm
		Color	Amarillo dorado con cierto tono a café.
		Forma	D/d= 1,04 µm= Globoso.*
	<i>Glomus microcarpum 1</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 43,01 µm Diámetro menor (d): 42,86 µm
		Color	Amarillo dorado con cierto tono a café.
		Forma	D/d= 1 µm= Globoso.*

(*) Samuels, G. (2004). *Trichoderma* a guide to identification and biology.


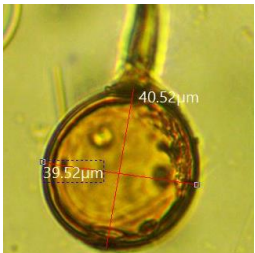


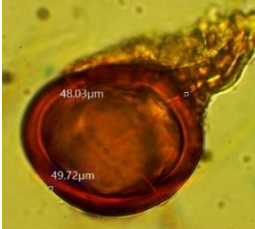
Cuadro 19. Descripción morfológica de HMA-N identificados en Los Ángeles (Moyobamba) en la ÉPOCA HÚMEDA.

	<i>Acaulospora</i> sp.	Diámetro	Diámetro mayor (D): 92,57 µm Diámetro menor (d): 88,29 µm
		Color	Amarillo cafetoso.
		Forma	D/d= 1,05 µm= Globoso.*
	<i>Acaulospora</i> sp. 1	Diámetro	Diámetro mayor (D): 96,76 µm Diámetro menor (d): 74,40 µm
		Color	Amarillo con cierto tono a café.
		Forma	D/d= 1,30 µm= Elipsoidal.*
	<i>Acaulospora</i> sp. 2	Diámetro	Diámetro mayor (D): 115,27 µm Diámetro menor (d): 115,09 µm
		Color	Café.
		Forma	D/d= 1 µm= Globoso.*
	<i>Acaulospora</i> sp. 3	Diámetro	Diámetro mayor (D): 138,93 µm Diámetro menor (d): 137,14 µm
		Color	Café.
		Forma	D/d= 1 µm= Globoso.*
	<i>Acaulospora</i> sp.4	Diámetro	Diámetro mayor (D): 166,80 µm Diámetro menor (d): 152,94 µm
		Color	Amarillo cafetoso.
		Forma	D/d=1,09 µm= Subglobosa.*
	<i>Acaulospora</i> sp.5	Diámetro	Diámetro mayor (D): 111,93 µm Diámetro menor (d): 100,16 µm
		Color	Amarillo – oliva.
		Forma	D/d= 1,12 µm= Subglobosa.*

Cuadro 20. Descripción morfológica de HMA-N identificados en Los Ángeles (Moyobamba) en la ÉPOCA HÚMEDA (continuación del cuadro 19).

	<i>F. geosporum - G. spinuliferum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 155,71 µm Diámetro menor (d): 152,21 µm
		Color	Amarillo cafetoso.
		Forma	D/d= 1,02 µm= Globoso.*
	<i>Funneliformis geosporum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 145,05 µm Diámetro menor (d): 128,62 µm
		Color	Café rojizo oscuro.
		Forma	D/d= 1,13 µm= Subglobosa.*
	<i>Funneliformis geosporum 1</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 119,92 µm Diámetro menor (d): 106,49 µm
		Color	Café rojizo oscuro.
		Forma	D/d= 1,13 µm= Subglobosa.*
	<i>Funneliformis geosporum 2</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 111,13 µm Diámetro menor (d): 109,54 µm
		Color	Café rojizo oscuro.
		Forma	D/d= 1,01 µm= Globoso.*
	<i>Glomus macrocarpum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 124,28 µm Diámetro menor (d): 116,69 µm
		Color	Café rojizo.
		Forma	D/d= 1,07 µm= Subglobosa.*
	<i>Glomus macrocarpum 1</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 103,26 µm Diámetro menor (d): 100,85 µm
		Color	Café rojizo oscuro.
		Forma	D/d= 1,02 µm= Globoso.*

Cuadro 21. Descripción morfológica de HMA-N identificados en Los Ángeles (Moyobamba) en la ÉPOCA HÚMEDA (continuación del cuadro 20).

	<i>Glomus macrocarpum 2</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 103,65 µm Diámetro menor (d): 102,91 µm
		Color	Amarillo cafetoso.
		Forma	D/d= 1 µm= Globoso.*
	<i>Glomus microcarpum</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 40,52 µm Diámetro menor (d): 39,52 µm
		Color	Amarillo.
		Forma	D/d= 1,03 µm= Globoso.*
	<i>Glomus microcarpum 2</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 49,02 µm Diámetro mayor (D): 43,51 µm
		Color	Amarillo dorado con cierto tono a café.
		Forma	D/d= 1,13 µm= Subglobosa.*
	<i>Glomus microcarpum 2</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 44,41 µm Diámetro mayor (D): 40,39 µm
		Color	Amarillo dorado con cierto tono a café.
		Forma	D/d= 1,10= Subglobosa.*
	<i>Glomus microcarpum 3</i>	Diámetro	Diámetro mayor (D): 49,72 µm Diámetro menor (d): 48,03 µm
		Color	Café rojizo oscuro.
		Forma	D/d= 1,04 µm= Globoso.*

(*) Samuels, G. (2004). *Trichoderma* a guide to identification and biology.

Tabla 8. Ubicación taxonómica de los HMA-N encontrados según las localidades y épocas de muestreo.

Época/ Localidad	Orden	Familia	Género	Especie
Seca – Aviación	Diversisporales	Acaulosporaceae	<i>Acaulospora</i>	<i>sp.</i> <i>sp. 1</i> <i>sp. 2</i> <i>sp. 3</i>
	Glomerales	Claroideoglomeraceae	<i>Claroideoglomus</i>	<i>claroideum</i> <i>etunicatum sp.</i> <i>geosporum</i>
		Glomeraceae	<i>Funneliformis</i> <i>Glomus</i>	<i>macrocarpum</i> <i>microcarpum</i>
	Diversisporales	Acaulosporaceae	<i>Acaulospora</i>	<i>sp.</i> <i>sp. 1</i> <i>sp. 2</i> <i>sp. 3</i> <i>sp. 4</i> <i>sp. 5</i>
	Glomerales	Claroideoglomeraceae	<i>Claroideoglomus</i>	<i>claroideum</i> <i>etunicatum</i>
		Glomeraceae	<i>Funneliformis</i> <i>Glomus</i>	<i>constrictum</i> <i>geosporum</i> <i>macrocarpum</i> <i>microcarpum</i> <i>spinuliferum</i>
Seca – Buena Vista	Diversisporales	Acaulosporaceae	<i>Acaulospora</i>	<i>sp.</i> <i>sp. 1</i>
	Glomerales	Claroideoglomeraceae	<i>Claroideoglomus</i>	<i>claroideum</i> <i>geosporum</i> <i>macrocarpum</i> <i>microcarpum</i>
		Glomeraceae	<i>Funneliformis</i>	<i>constrictum</i>
			<i>Glomus</i>	<i>macrocarpum</i> <i>microcarpum</i> <i>spinuliferum</i>
			<i>Rhizophagus</i>	<i>fasciculatus</i>
Seca – Los Ángeles	Diversisporales	Acaulosporaceae	<i>Acaulospora</i>	<i>sp.</i> <i>sp. 1</i>
	Glomerales	Claroideoglomeraceae	<i>Claroideoglomus</i>	<i>claroideum</i> <i>geosporum</i> <i>macrocarpum</i>
		Glomeraceae	<i>Funneliformis</i> <i>Glomus</i>	<i>microcarpum</i> <i>macrocarpum</i>
			<i>Rhizophagus</i>	<i>fasciculatus</i>

Tabla 9. Ubicación taxonómica de los HMA-N encontrados según las localidades y épocas de muestreo (continuación del cuadro 8).

Época/ Localidad	Orden	Familia	Género	Especie
Húmeda – Aviación	Diversisporales	Acaulosporaceae	<i>Acaulospora</i>	<i>sp.</i> <i>sp. 1</i> <i>sp. 2</i>
	Glomerales	Claroideoglomeraceae	<i>Claroideoglomus</i>	<i>claroideum</i> <i>etunicatum</i>
		Glomeraceae	<i>Funneliformis</i> <i>Glomus</i>	<i>geosporum</i> <i>aggregatum</i> <i>macrocarpum</i> <i>microcarpum</i>
Húmeda – Buena Vista	Diversisporales	Acaulosporaceae	<i>Acaulospora</i>	<i>sp.</i> <i>sp. 1</i> <i>sp. 2</i> <i>sp. 3</i>
	Glomerales	Claroideoglomeraceae	<i>Claroideoglomus</i>	<i>claroideum</i> <i>etunicatum</i>
		Glomeraceae	<i>Funneliformis</i> <i>Glomus</i>	<i>geosporum</i> <i>macrocarpum</i> <i>microcarpum</i>
Húmeda – Los Ángeles	Diversisporales	Acaulosporaceae	<i>Acaulospora</i>	<i>sp.</i> <i>sp. 1</i> <i>sp. 2</i> <i>sp. 3</i> <i>sp. 4</i> <i>sp. 5</i>
	Glomerales	Glomeraceae	<i>Funneliformis</i> <i>Glomus</i>	<i>geosporum*</i> <i>macrocarpum</i> <i>microcarpum</i> <i>spinuliferum*</i>

(*) Puede ser *Funneliformis geosporum* o *Glomus spinuliferum*.

Tabla 10. Población de HMA-N de los campos muestreados.

Género/Especie	Aviación (Lamas)		Buena Vista (El Dorado)		Los Ángeles (Moyobamba)	
	Época seca	Época húmeda	Época seca	Época húmeda	Época seca	Época húmeda
<i>Acaulospora</i> sp.	4	2	9	2	1	4
<i>Acaulospora</i> sp. 1	2	3	2	2	3	1
<i>Acaulospora</i> sp. 2	1	1	1	1	-	1
<i>Acaulospora</i> sp. 3	1	-	2	1	-	1
<i>Acaulospora</i> sp. 4	-	-	5	-	-	3
<i>Acaulospora</i> sp. 5	-	-	2	-	-	2
<i>C. claroideum</i>	6	10	18	1	3	-
<i>C. etunicatum</i>	6	3	7	3	-	-
<i>C. sp.</i>	4	-	-	-	-	-
<i>F. constrictum</i>	-	-	3	-	-	-
<i>F. geosporum</i>	58	34	37	4	35	9x
<i>G. aggregatum</i>	-	1	-	-	-	-
<i>G. macrocarpum</i>	39	40	11	5	34	6
<i>G. microcarpum</i>	22	30	28	8	44	47
<i>G. spinuliferum</i>	-	-	1	-	-	x
<i>R. fasciculatus</i>	-	-	-	-	3	-

(x) Puede ser *Funneliformis geosporum* o *Glomus spinuliferum*.

VI. DISCUSIÓN

6.1. LONGITUD DE MICELIO EXTRARADICAL (cm/g suelo)

Algunas de las más grandes y complejas redes naturales se pueden encontrar en el suelo, según Heaton *et al.* (2012). Entre las más abundantes son las redes de hifas formadas en la simbiosis entre plantas y hongos micorrízicos arbusculares, pueden extenderse varios kilómetros bajo tierra, de acuerdo con Johnson *et al.* (2002); Simard y Durall (2004); Mikkelsen *et al.* (2008); Barto *et al.* (2011); Babikova *et al.* (2013); citado por Engelman *et al.* (2014). Principal responsable de la absorción de nutrientes minerales que serán posteriormente cedidos a la planta, en concordancias con Smith & Read (2008) especialmente aquellos de lenta difusión en la solución del suelo, e idónea para retener las partículas de suelo mejorando la estabilidad de los agregados, de conformidad con Cardoso & Kuyper (2006); Sylvia *et al.* (2005).

La tabla 5 muestra el análisis de varianza para la longitud de micelio extraradical (cm/g suelo). Para los factores provincia y época existen diferencias significativas, lo que indica que las provincias y épocas en estudio tienen influencia en la longitud de micelio extraradical; del mismo modo se presenta en la interacción de ambos factores donde los resultados son significativamente diferentes. Indicando que los factores provincia, época y la interacción determinan la longitud de micelio extraradical.

Asimismo, el coeficiente de determinación (R^2) fue de 77,1% y el coeficiente de variabilidad (C.V.) de 17,9%, resultados que se encuentran dentro del rango de dispersión aceptable según Calzada (1982).

En el gráfico 1 presenta el análisis de comparación de medias de Tukey ($p < 0,05$), para el efecto principal provincia para la longitud de micelio extraradical (cm/g suelo). La variable en estudio varió significativamente entre las diferentes provincias de muestreo. La provincia de Lamas reporta el mayor promedio (39,48 cm/g suelo), sólo siendo significativamente diferente a la provincia de Moyobamba (31,29 cm/g suelo); y no reportándose diferencias significativas entre las provincias El Dorado (33,77 cm/g suelo) y Moyobamba (31,29 cm/g suelo).

El gráfico 2 indica el análisis de comparación de medias de Tukey ($p < 0,05$), para el efecto principal época para longitud de micelio extraradical (cm/g suelo); los promedios más altos se registró en la época seca (43,64 cm/g suelo) en comparación a la época húmeda (26,05 cm/g suelo), siendo a su vez significativamente diferentes. De acuerdo con Trent *et al.* (1994), quienes mencionan que la longitud de las hifas cambia significativamente a través de la estación del año. Las diferencias obtenidas en ambas épocas climáticas concuerda con el estudio hecho por Carballar (2009), quien reportó en especies de *Agave* valores significativamente altos (2,88 a 4,35 m/g suelo) en época de estiaje o seca (mes de enero), que en otros meses de muestreo (época húmeda). Ésto puede deberse a la composición de especies de HMA-N que estaba presente en esos momentos, ya que se ha reportado que la cantidad de micelio producido por las diferentes especies puede variar considerablemente, de conformidad con Green *et al.* (1994).

Para efecto de interacción entre provincia y época para la longitud de micelio extraradical (cm/g suelo) (Gráfico 3) se encontró diferencias significativas, la provincia de Moyobamba presenta el mayor promedio (46,03 cm/g suelo) en la época seca, pero muestra lo contrario en la época húmeda (16,54 cm/g suelo), siendo menor a las otras dos provincias. Del mismo modo, la provincia de Lamas se encuentra con promedio 43,56 cm/g suelo que ocupa el segundo lugar en la época seca, pero el primero en la época húmeda (35,41 cm/g suelo).

Con respecto a la relación temperatura y crecimiento de la mayoría de los HMA o materia orgánica y crecimiento de los HMA; Molina (s.f.) afirma que las temperaturas óptimas para su crecimiento varían entre 17 y 27°C, temperaturas presentadas en las zonas de estudio. Asimismo los autores Martínez (1986) y Herrera (1991); citado por Montilla (s.f.) plantearon que la materia orgánica constituye un elemento importante al considerar la efectividad de los HMA, por ejemplo crecimiento de raíces de su hospedero; presentando alta materia orgánica las zonas de muestreo. Por las afirmaciones de los autores dichas relaciones indicaría que habría habido un crecimiento óptimo en la longitud de micelio extraradical en los campos muestreados, que podría verse reflejado en beneficios para el cafeto; sin embargo las realidades son diferentes (de acuerdo a las encuestas). Esto responde a que las cepas nativas no siempre pueden establecer una simbiosis eficiente; ya que estudios han reportado que las especies de HMA difieren en la formación de su micelio, tanto en el tiempo de formación, cercanía o lejanía de las raíces; lo que también dependería de las raíces del hospedante, sus necesidades en nutrientes, y condiciones físicas, químicas y

biológicas del medio edáfico, citado por Del Águila (2016).

6.2. COLONIZACIÓN (%)

En el análisis de varianza para la colonización en raíces jóvenes de cafetos (Tabla 6), se observa en los resultados diferencia significativa entre los factores provincia y época, esto quiere decir que las provincias y épocas en estudio tienen influencia en la colonización (%); pero en la interacción de estos dos factores (provincia y época) los resultados no son significativamente diferentes; indicando que la interacción no determina la colonización (%). El coeficiente de determinación (R^2) fue de 93,7% y el coeficiente de variabilidad (C.V.) de 7,8%; resultados que se encuentran dentro del rango de dispersión aceptable según Calzada (1982).

En el análisis de comparación de medias de Tukey ($p < 0,05$) (Gráfico 4), para el efecto principal provincia para la colonización (%). En este gráfico se puede observar que los resultados de cada provincia presentan diferencia significativa entre sí. La provincia de Lamas mostró la mayor colonización (26,40%) y la menor colonización de micorrizas (7,46%) lo presentó El Dorado.

Estos resultados guardan relación con lo reportado por Coral (2015) en raíces de cafetos var. caturra, presentando Lamas (Aviación) la más alta colonización (20%) y El Dorado (Buena Vista) una baja colonización (1,7%). Esto responde a lo observado por Dodd *et al.* (2000); Hart y Reader (2002) que los miembros de la familia Glomeraceae pueden colonizar intensivamente las raíces de las plantas, siendo Lamas, indispensablemente de la época quien presentó mayor

número de miembros dentro de los Glomeraceae (224), seguido de Moyobamba (176) y El Dorado (97) (Tabla 9).

Las estructuras visualizadas en la colonización de las raíces de cafetales (var. caturra) fueron hifas, vesículas y arbuscúlos (Figura 11 y 12); estos resultados son similares a los obtenidos en otras investigaciones en café por Lopes *et al.* (1983); Balota y López (1996); Pavan *et al.* (1999); Colozzi-Filho y Cardoso (2000); Theodoro *et al.* (2003); Muleta *et al.* (2007); citado por Coral (2015). En el presente estudio se ha observado dos patrones de colonización en las raíces de cafetos: tipos Arum (hifas intercelulares y arbuscúlos) y Paris (hifas enrolladas, es decir coils, y arbuscúlos ausentes). Teniendo con mayor frecuencia los de tipo Paris, pudiendo apoyar la propuesta de que estas estructuras pueden jugar un papel bidireccional en la transferencia de nutrientes en ausencia de los arbuscúlos, de acuerdo con Chaurasia *et al.* (2005); citado por Carballar (2009). De acuerdo a los patrones de colonización se puede inferir la presencia de algunos géneros; por ejemplo *Glomus* forma arbuscúlos, vesículas y algunas especies esporas intraradicales; *Acaulospora* forma vesículas con una forma rectangular, de conformidad con León (2006). En este estudio se evidenció la presencia de estas estructuras, lo que podría inferir que los HMA presentes en las raíces se encontraban en diferentes fases de su ciclo de vida dentro de la raíz estableciendo una simbiosis activa con el cafeto.

De acuerdo al periodo estacional de muestreo, Oehl *et al.* (2005) consideran que la micorrización se ve influenciada por ello. Estudios comparativos han mostrado mayores tasas de colonización en suelos húmedos que en suelos muy secos o

inundados, según Logde (1989); Miller (2000); Miller y Sharitz (2000); citado por Pérez *et al.* (2011). El análisis de comparación de medias de Tukey ($p < 0,05$) presenta diferencias significativas (Gráfico 5), en él se puede apreciar que la época húmeda presenta mayores resultados (17,86%) que la época seca (14,63%); esto concuerda con lo reportado por otros autores: Oliveira y Oliveira (2005) encontraron 28,4% de colonización en raíces de *Theobroma grandiflorum* en época húmeda (febrero) y 12,8% en época seca (agosto) en Brasil por el método de intersección de cuadrantes propuesto por Giovanetti & Mosse (1980); Carballar (2009) encontró 30% de colonización en la época seca (abril) y 71% en la época húmeda (octubre) en el cultivo de agave en México por el método de intersección de cuadrantes; Guerra (2014) encontró 58,6% de colonización en raíces de palma aceitera en época húmeda y 43,6% en época seca en Colombia por el método de interceptos, en concordancias con Brundrett *et al.* (1996); y Ramírez (2014) reportó valores entre 7,4% y 68,5% de colonización para la época húmeda, mientras para la época seca estuvo entre 2 y 22% en el cultivo de uchuva en Colombia por el método de intersección de cuadrantes propuesto por Giovanetti & Mosse (1980).

Para el efecto de interacción entre provincia y época para la colonización (%) (Gráfico 6) no reporta diferencias significativas, debido a que los factores tienen efectos independientes uno del otro sobre la colonización micorrízica. Así la provincia de Lamas muestra mayores promedios en la época húmeda (27,24%) comparado a la época seca (25,56%), mientras la provincia de El Dorado presenta menores promedios en ambas épocas. Estos resultados pueden estar estrechamente ligados al pH. Corpoica (1998) ha encontrado altos valores de

micorrización (50% a 84%) en pH bajos (3,5 a 4,2). Dicho estudio concuerda con lo reportado en la investigación, donde la provincia de Lamas (Aviación) poseedor de alta micorrización, presenta un suelo con pH de 4,02.

Probablemente las diversas concentraciones de fósforo tengan influencia en la colonización (%) en las zonas de estudio; las tres provincias reportaron bajas concentraciones de fósforo, y los resultados confirman que hubo micorrización en raíces de cafetos; según Arcos y Benavides (1996); citado por León (2006) mencionan que cuando este elemento es limitante en el suelo favorece el establecimiento de la simbiosis, ya que los niveles de fósforo tienen una relación directa con el porcentaje de colonización y el número de esporas. En ese sentido Alarcón (1997); citado por Enríquez (2008) considera alto una concentración de 18 ppm de fósforo para la acción micorrízica, debido a que un incremento de fósforo endurece la pared celular, dificultando la colonización micorrízica, de conformidad con Herrera (2001); citado por Duchicela (2001).

En cuanto al efecto del manejo agronómico en niveles de colonización, López (2012) encontró mayores porcentajes (70% a 57%) de micorrización en manejo orgánico de los cafetos, en comparación a un manejo convencional (28%); aunque una mayor colonización mostraron los tratamientos que no han sido fertilizados con ninguna enmienda. En ese sentido y por los resultados de las encuestas realizadas a los dueños de las tres fincas cafetaleras de muestreo (Tabla 2) se podría hipotetizar que en las raíces de cafetos evaluados para las tres provincias hubo considerable colonización (método de intersección de cuadrantes). Asimismo Jensen (1982) señala el hecho de que la planta

hospedera presenta niveles altos de micorrización no siempre está relacionado con la ganancia de nutrientes para la planta, ésto concuerda con lo reportado en los cafetos que presentaron baja producción, a ello se suma que no hay un plan de manejo agronómico.

6.3. NÚMERO DE ESPORAS DE HMA-N

Esta variable de estudio muestra un registro de esporas en un tiempo limitado, intenta mostrar una visión holística del estado de la comunidad de HMA-N en cada provincia de muestreo. Las poblaciones de esporas no reflejan como es la colonización de raíces de las plantas; incluso algunos HMA-N no son detectados porque no están esporulando o aparecen de forma ocasional, según Oehl *et al.* (2005). Del mismo modo, Sanders *et al.* (1996); citado por León (2006) reafirman, no todas las especies de HMA tienen la misma capacidad de formar esporas, muchos de ellos no esporulan o la producción de esporas está relacionada con cambios edáficos, por lo que el estudio de esporas puede traer resultados diferentes al comportamiento “real” de la comunidad de estos hongos. A pesar de ello, la cuantificación de esporas de HMA sigue siendo la forma más sencilla e evaluar poblaciones de micorrizas en el suelo, de acuerdo con Cuenca *et al.* (1998).

En ese sentido, la tabla 7 muestra el análisis de varianza del número de esporas de HMA-N (10 g de suelo seco). En dicho cuadro se observa que hubo diferencias significativas para los factores de provincia, época y la interacción de ambos factores de estudio. El coeficiente de determinación (R^2) fue de 91% y el coeficiente de variabilidad (C.V.) de 4,61%; resultados que se encuentran dentro

del rango de dispersión aceptable según Calzada (1982).

El número de esporas de HMA varía espacial y temporalmente, de conformidad con Lugo y Cabello (2002); Oliveira y Oliveira (2005). En el gráfico 7 muestra el análisis de comparación de medias de Tukey ($p < 0,05$), para el efecto principal provincia para el número de esporas (10 g de suelo seco). En este gráfico se puede observar que los resultados de las provincias de Moyobamba (120 esporas/10 g de suelo seco) y El Dorado (111 esporas/10 g de suelo seco) no presentan diferencias significativas entre sí, pero los resultados de estas dos provincias difieren significativamente de la provincia de Lamas (167 esporas/10 g de suelo seco); estos valores no son iguales con lo reportado por Coral (2015) en cafetales variedad caturra en las mismas zonas de colecta, siendo 855 esporas para Lamas (Aviación), 300 esporas para El Dorado (Buena Vista) y 248 esporas para Moyobamba (Los Ángeles); pero muestra a la provincia de Lamas como el poseedor del mayor número de esporas, lo cual corrobora con nuestro resultado; pero las diferencias entre los valores reportados puede ser consecuencia de colectas en distintos tiempos (mayo a julio).

Con respecto al manejo agrícola que se implementan en cada finca, Lozano *et al.* (s.f.) afirma que juega un papel determinante para mantener altas densidades y diversidades de esporas de micorrizas. Las prácticas de cero labranza o arado reducido y la aplicación limitada de insumos químicos, entre ellos fungicidas, en las fincas con manejos agroecológicos permiten el fácil establecimiento de altas densidades de esporas de HMA en el suelo, de acuerdo

con Andrade *et al.* (2009). Asimismo la baja cantidad de materia orgánica, como en el caso de las zonas erosionadas, constituye un factor desfavorable que impide el mantenimiento de comunidades de hongos formadores de micorriza, en concordancias con Lozano *et al.* (s.f.). Por otro lado, la mayor parte de HMA se encuentra en los primeros 20 centímetros del perfil del suelo, según Paillacho (2000), disminuyendo en forma exponencial con la profundidad, de conformidad con Abbott y Robson (1991). Dichas proposiciones y por los resultados de las encuestas realizadas a los dueños de las fincas cafetaleras, se podría conjeturar que las provincias de muestreo tuvieron un número considerable de esporas. Sin embargo, los datos obtenidos de las poblaciones de esporas en el suelo solamente están mostrando un momento en particular de la comunidad bajo condiciones específicas y que esta puede variar y verse afectada por diversos factores propios de la biología del hongo, de la planta y ambientales, etc.

Entre tanto, Bentivenga & Hetrick (1992); Rosendahl & Rosendahl (1992); Sanders & Fitter (1992); Blaskowski J. (1994); Wilson & Hartnett (1997); citado por León (2006), presentan la mayor esporulación de HMA en la época seca; en ese sentido el gráfico 8 presenta el análisis de comparación de medias de Tukey ($p < 0,05$) para la variable número de esporas. Este gráfico muestra la diferencia significativa entre las épocas climáticas, mostrando el mayor promedio (158 esporas/10 g de suelo seco) la época seca y el menor promedio (107 esporas/10 g de suelo seco) época húmeda; siendo estos resultados mayores a lo reportado por Guerra (2014) 130,8 esporas/100 g de suelo seco en época seca y 21,4 esporas/100 g de suelo seco para época húmeda, en

cultivo de palmera aceitera en Colombia, reafirmando que la época seca fue el que obtuvo el mayor número de esporas.

El gráfico 7 y 8 muestra que la composición de los HMA cambia con respecto al tiempo y el espacio. En ese sentido, las diferencias en el ciclo de vida de las diferentes familias de HMA y las diferentes estrategias de colonización de los géneros de HMA pueden contribuir a explicar los cambios en el tiempo y entre los sitios de estudio, de acuerdo con Dandan y Zhiwei (2007); citado por Carballar (2009).

Para el efecto de interacción entre provincia y época para número de esporas (10 g de suelo seco) (Gráfico 9) reporta diferencias significativas. La provincia de Lamas presenta el mayor promedio en la época seca (207 esporas/10 g de suelo seco), y muestra lo contrario en la época húmeda (127 esporas/10 g de suelo seco), siendo mayor a las otras dos provincias. Y los promedios más bajo presenta la provincia El Dorado tanto en época seca (129 esporas/10 g de suelo seco) y época húmeda (92 esporas/10 g de suelo seco). Esto probablemente sería que el grupo de especies de HMA identificadas en este estudio para la época seca, en las tres provincias de colecta (Tabla 9) tenga una tasa de esporulación mayor que en la época húmeda; siendo la esporulación de los HMA una respuesta a condiciones edafoclimáticas adversas o favorables. En ese sentido Zhang *et al.* (2012) afirma que las esporas de los HMA permiten la dispersión y supervivencia por largo tiempo en condiciones adversas, presentando paredes rígidas y resistentes, las cuales les permiten afrontar condiciones ambientales desfavorables, según Smith y Read (2008).

Por otro lado estudios han observado que las especies del género *Glomus* producen una gran cantidad de esporas pequeñas (concuerta con lo reportado en la investigación, ver tabla 9), pero solo germinan una vez y tienden a perder viabilidad relativamente rápido. Sumado a esto, los géneros *Glomus* y *Acaulospora* (esporas reportadas en las dos épocas climáticas) son muy sensibles a los cambios ambientales y edáficos, por lo que tienden a disminuir con el tiempo, en concordancias con Gupta y Mukerji (2000); Hart y Reader (2002). Caso contrario a los géneros que producen esporas más grandes, que pueden germinar varias veces y cesar en caso de no haber condiciones adecuadas, siendo más efectivas que las esporas pequeñas en el inicio de la colonización, de conformidades con Burrows y Pflieger (2002). Esto respondería a la diferencia en densidades de esporas reportadas en las dos épocas climáticas y tres provincias de colecta.

6.4. IDENTIFICACIÓN DE ESPECIES DE HMA-N

En este estudio se identificaron 16 especies de HMA-N pertenecientes a cinco géneros, tres familias y dos órdenes (Tabla 8 y 9). Entre los géneros presentamos a *Acaulospora* (seis especies), *Glomus* (cuatro especies), *Claroideoglomus* (tres especies), *Funneliformis* (dos especies) y *Rhizophagus* (una especie); este reporte asemeja con lo encontrado por Del Águila (2016) en el trabajo de Coral (2015), en cultivo de café, en las mismas zonas de colectas (Aviación, Buena Vista y Los Ángeles); cuyo resultados fueron *Glomus brohultii*, *Glomus fuegianum*, *Funneliformis geosporum*, *Claroideoglomus claroideum*, *Glomus* sp. 2, *Scutellospora* sp., *Sclerocystis* sp. (Aviación); *Glomus brohultii*, *Glomus fuegianum*, *Funneliformis geosporum*,

Glomus sp. 2, *Sclerocystis* sp., *Acaulospora mellea* (Los Ángeles); *Glomus brohultii*, *Funneliformis geosporum*, *Acaulospora mellea* (Buena Vista). Las diferencias en especies pueden responder a la desigualdad en el tiempo de colecta (mayo a julio, 2014).

Asimismo, los Glomerales presentaron las mayores abundancias con 558 individuos, a su vez *Glomus* fue el género más representativo en este estudio con 316 individuos, respectivamente (Tabla 8 y 9); estos reportes no solo coinciden con lo encontrado por Prieto (2012) en zonas cacaoteras del Ecuador (892 esporas en 100 g/suelo), Duicela *et al.* (2003) en zonas cafetaleras de la provincia Manabí en Ecuador (12 y 14 esporas en 1 g/suelo); sino que también en otros ecosistemas de distribución mundial.

Por otro lado Barrera *et al.* (2015) han reportado en mayor cantidad a los géneros *Acaulospora*, *Glomus* y *Entrophospora*, respectivamente, en el cultivo de café en Colombia; ésto concuerda con lo encontrado en las tres fincas cafetaleras (localidades de Aviación, Buena Vista y Los Ángeles), siendo *Acaulospora* la que más a predominada (6 especies), seguido de *Glomus* (4 especies).

6.5. FRECUENCIA Y ESPECIFICIDAD DE HMA-N

Por lo general las especies de HMA-N encontradas, *Glomus macrocarpum*, *Glomus microcarpum* y *Funneliformis geosporum* fueron las más frecuentes y abundantes. Mientras las más frecuentes y menos abundantes fueron *Acaulospora* sp. 1 y *Acaulospora* sp.

Funneliformis constrictum, *Glomus aggregatum*, *Glomus spinuliferum*, *Rhizophagus fasciculatus* fueron especies específicas.

VII. CONCLUSIONES

- 7.1** Los diversos efectos en el comportamiento de la biogeografía de los HMA-N en las tres localidades en estudio (Aviación, Buena Vista y Los Ángeles) estuvieron determinados por épocas climáticas (húmeda y seca), pH, contenido de fósforo, contenido de materia orgánica, manejo agronómico de las fincas. Sin embargo, aun faltan más estudios que permitan evaluar *in situ* el comportamiento de los hongos micorrízicos arbusculares en cultivo de café para la región de San Martín en diferentes agroecosistemas.
- 7.2** La provincia de Lamas fue el que presentó mayores promedios en las variables micelio extraradical (39,48 cm/g suelo), porcentaje de colonización (26,40%) y densidad de esporas (167 esporas/10 gramos de suelo seco) en comparación a las otras dos provincias en estudio (El Dorado y Moyobamba).
- 7.3** En la época seca se reportó la mayor longitud de micelio extraradical (43,64 cm/g suelo) y mayor número de esporas (158 esporas en 10 g / suelo seco); mientras el mayor porcentaje de colonización (17,86%) se mostró en la época húmeda.
- 7.4** Se identificaron 16 especies de HMA-N, pertenecientes a cinco géneros, tres familias y dos órdenes. La familia Glomeraceae reportó mayor número de especies (siete), seguida de Acaulosporaceae (seis) y Claroideoglomeraceae (tres). Los géneros *Acaulospora* y *Glomus* fueron los que obtuvieron mayores especies (6 y 4), respectivamente.

VIII. RECOMENDACIONES

- 8.1** Para investigaciones futuras es recomendable realizar varias colectas de muestras para una época climática, ya que puede existir variabilidad sobre los resultados.
- 8.2** Continuar con el estudio de la presencia de hongos micorrízicos arbusculares en variedades de café que más se cultiva en la región, en diferentes altitudes y épocas climáticas, con el propósito de identificar las especies nativas que podrían ser reproducidas e inoculadas en zonas cafetaleras de la región.
- 8.3** En estudios a priori hacer uso de una segunda metodología para porcentaje de colonización en raíces, a fin de comparar los resultados.

IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Abbott, L.K. y A.D. Robson. (1991). Factors influencing the occurrence of vesicular-arbuscular-mycorrhizas Agric. Ecosystems Environ. 35: 121-150 pp.
2. Andrade, S.; Mazzafera, P.; Schiavinato, M.; y Silveira, A. (2009). Arbuscular mycorrhizal association in coffee. J. Agric. Sci. 147:105 – 115 pp.
3. Aranda, J.; González, B. y Reyes, T. (s.f.). Guía de Buenas Prácticas para el Café Sustentable. México. 35 p.
4. Arbo, M. y González, A. (2006). Botánica morfológica: Morfología de las plantas vasculares. Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional del Nordeste, Corrientes, Argentina. Disponible en: <http://www.biologia.edu.ar/botanica/tema20/20-9micorrizas.htm>. 15/6/16.
5. Banco Central de Reserva del Perú (BCRP) – sucursal Iquitos. (2016). Caracterización del Departamento de San Martín. 4 p.
6. Barea, J. (2012). “Micorrizas y Cambio Climático”. Discurso para el acto de recepción como académico numerario. 6 p.
7. Barrera, J. y Arango, G. (2002). Uso y manejo de las micorrizas: Documento con recopilación sobre investigaciones realizadas por Agrotecnia Ltda. y otras. Colombia. 3-4 p.
8. Barrera, J. y Arango, G. (2015). Uso y manejo de las micorrizas: Investigación en cultivos. Foro Engormix.

9. Box, G. y Hunter, W. (1989). Estadística para investigadores. Introducción al diseño de experimentos, análisis de los datos y construcción de modelos. Ed. Reverté S.A. Estados Unidos. 675 p.
10. Brundrett, M.; Bougler, N.; Dell, B.; Grove, T. and Malajczuk, N. (1996). Working with mycorrhizas in forestry and agriculture. Australian Centre for International Agricultural Research. Canberra, Australia. 141-186 pp.
11. Bucher, M. (2006). "Functional biology of plant phosphate uptake at root and mycorrhiza interfaces." *New Phytologist*. 173: 11-26 pp.
12. Burrows, L.R. y Pfleger, F. L. (2002). Arbuscular mycorrhizal fungi respond to increasing plant diversity. *Can. J. Bot.* 80:120-130 pp.
13. Cabrales, E. (2006). Dinámica nutrimental y caracterización microbiológica de los suelos sulfatados ácidos del valle del Sinú – Colombia. Trabajo de investigación. Universidad de Córdoba – Colombia. 30:33 pp.
14. Calzada, J. (1982). Métodos Estadísticos para la Investigación. 5ta Edic. Edit. Milagros. Lima – Perú. 4 p.
15. Carballar, S. (2009). Variación temporal de la diversidad de hongos de micorriza arbuscular y potencial micorrízico en especies silvestres de Agave en Oaxaca. 46-62 pp.
16. Cardoso, I. and Kuyper, T. (2006). "Mycorrhizas and tropical soil fertility." *Agriculture, Ecosystems and Environment*. 116: 72-84 pp.

17. Chaurasia, B.; A., Pandey y Palni, L. (2005). Distribution, colonization and diversity of arbuscular mycorrhizal fungi associated with central Himalayan rhododendrons. *For. Ecol. Manag.* 207: 315-324 pp.
18. Clark, C.; Zeto, S.; Zobel, R. (1999). Arbuscular mycorrhizal fungal isolate effectiveness on growth and root colonization of *Panicum virgatum* in acidic soil. *Soil. Biol. Biochem.* 31: 1757-1763 pp.
19. Coral, L. (2015). “Estudio de la diversidad de hongos micorrízicos arbusculares nativos y su potencial micorrízico en el cultivo de café (*Coffea arabica* L.) en diferentes condiciones agroecológicas de la región San Martín”. 55 p.
20. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria regional ocho - Corpoica. (1998). Las micorrizas como alternativa al manejo sostenible de los agrosistemas tropicales. Colombia. Meta, Villavicencio. 6-27 pp.
21. Corwell, W.; Bedford, B. and Chapin, C. (2001). Occurrence of arbuscular mycorrhizal fungi in a phosphorus poor wetland and mycorrhizal response to phosphorus fertilization. *American Journal of Botany* 88 (10): 1824-1830 pp.
22. Cuenca, G.; De Andrade, Z.; Escalante, G. (1998). Diversity of Glomalean spores from natural, disturbed and revegetated communities growing on nutrient- poor tropical soils. *Soil Biol. Biochem.* 30(6): 711-719 pp.
23. Daniels, B.A. and Trappe, J.M. (1980). Factors effecting spore germination of the vesicular – arbuscular mycorrhizal fungus, *Glomus spigaeus*. *Mycol* 72: 457 – 471 pp.

24. Daniels, B. A. & Skipper, H. D. (1982). Methods for the recovery and quantitative estimation of propagules from soil. In N. C. Shenck (Ed.), *Methods and principles of mycorrhizal research* (pp. 29-35). St. Paul, Minnesota: American Phytopathological Society.
25. Del Águila, K. (2016). Efecto de la inoculación de hongos micorrízicos arbusculares a plántulas de café (*Coffea arabica*), variedad caturra a nivel de vivero en la región San Martín. Tesis de pregrado de la Facultad de Ciencias Agrarias – Universidad Nacional de San Martín – Tarapoto. 4:48 pp.
26. Diz, R. (2008). Métodos para evaluar normalidad y homogeneidad de varianza. Relación con el tamaño de muestra. Universidad de Granma. Bayamo. Cuba. 44 p.
27. Dodd, C. J.; C. L. Boddington; A. L. Rodríguez; C. González-Chávez y Mansur, I. (2000). Mycelium of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) from different genera: form, function and detection. *Plant and Soil*. 226:131-151 pp.
28. Duchicela, J. (2001). Evaluación del uso de Endomicorrizas vesículo arbusculares (MVA) en la obtención de plántulas de tomate de árbol *Solanum betaceum* Cav. Proyecto de tesis. ESPE-Facultad de Ciencias Agropecuarias Sangolqui - Ecuador.
29. Duicela, L.; Corral, R.; Reyes, Pilay.; Farfán, D. (2003). Identificación de micorrizas asociadas a la rizósfera del café arábigo y propagación artesanal. Ecuador. 2-3 pp.

30. Engelman, D.; Toby, E. (2014). La diversidad de acogida afecta la abundancia de la red de micorrizas arbusculares extraradical. Disponible en: <http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/nph.13086/full>. 10/9/16.
31. Enríquez, F. (2008). Evaluación de la efectividad de cuatro dosis de micorrizas arbusculares bajo cuatro niveles de fósforo en vivero de palmito (*Bactris gasipaes*, HBK), en la zona de Santo Domingo de los Colorados. Tesis de Maestría en Nutrición Vegetal, 168 p.
32. Fernández, F. (1999). Manejo de las asociaciones micorrízico arbusculares (MA) sobre la producción de posturas de cafetos (*C. arabica* L.) en algunos tipos de suelos. Tesis de Doctorado, INCA, La Habana. 118 p.
33. Font, H. (2007). Estudio de precisión en la variable producción de huevos en gallinas White Leghorn. Tesis al título de Máster en Producción Animal. 84 p.
34. García, P. y Barreto, D. (2007). Propuesta para el incremento de consumo de café tostado de los asociados de la Junta Nacional del Café. 1-2 pp.
35. Gerdemann, J. W. & Nicolson, T. H. (1963). Spores of mycorrhizal *Endogone* species extracted from soil by wet sieving and decanting. Transactions of the British Mycological Society, 46, 235-244 pp.
36. Giovannetti, M. and B., Mosse (1980). An evaluation of techniques for measuring vesicular-arbuscular mycorrhizal infection in roots. New Phytol. 97:447-453 pp.

37. Giovannetti, M.; Avio, L.; Sbrana, C. and Citerinesi, A. (1993). "Factors affecting appressorium development in the vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus mosseae*." *New Phytologist* 123: 115-122 pp.
38. Gómez, R.; Bello, D.; Prada, L.; Rodríguez, M.; Gómez, L.; Franco, M. (2011). Actomicetos mineralizadores de fosfato involucrados en la interacción radical de *Glomus sp.* en trébol blanco - Colombia. Proyecto de investigación. Departamento de microbiología. Facultad de Ciencias. Pontificia Universidad Javeriana.
39. Gonzales, F. (2007). Ecosfisiología del café. Diplomado "Cultivos Industriales Tropicales". Escuela de Pos Grado de la Facultad de Agronomía – Universidad Nacional Agraria de la Selva – Tingo María.
40. Green, D.; A., Vilariño; R., Newsam; P., Jeffries y Dodd, C. (1994). Quantification of mycelial development of arbuscular mycorrhizal fungi using image analysis. *Mycorrhiza*. 5:105-113 pp.
41. Guerra, B. (2014). Potencial simbiótico y contribución de la micorriza arbuscular en la disminución de aluminio en palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) utilizando inóculos nativos propagados en condiciones de estrés ácido. Costa Rica. 17:80 pp.
42. Gupta, R. y Mukerji, K. G. (2000). The growth of VAM fungi under stress conditions. En: K. G. Mukerji, B. P. Camola y Singh, J. (eds.). *Mycorrhizal biology*. Kluwer Academic/Plenum Publishers. New York. pp. 57- 66 pp.

43. Hart, M.M. y Reader, R. J. (2002). Taxonomic basis for variation in the colonization strategy of arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytol.* 153:335-344 pp.
44. Heaton, L.; Obara, B.; Grau, V.; Jones, N.; Nakagaki, T.; Boddy, L.; Fricker, M.D. (2012). El análisis de las redes de hongos. *Biología fúngica* 26:12 – 29 pp.
45. Hernández, A. (1999). Las Micorrizas. Centro de estudios ecológicos - Argentina. Disponible en: <http://www.cdeea.com/micorrizas1.htm>. 20/8/16.
46. Hoyos, L. (2013). Impacto económico, social y ambiental causado por la roya amarilla del cafeto en la región San Martín. Tarapoto – Perú.
47. Jensen, A. (1982). Influence of four vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi on nutrients uptake and growth. *New Phytology* 90:45-50 pp.
48. Klironomos, J. (1995). Arbuscular mycorrhizae of *Acer Saccharum* in different soil types. *Can. J. Bot.* 73: 1824-1830 pp.
49. León, D. (2006). Evaluación y caracterización de micorrizas arbusculares asociadas a yuca (*Manihot esculenta*) en dos regiones de la amazonía colombiana. Trabajo de grado. Bogotá – Colombia. 27:88 pp.
50. López, C. y Barceló, A. (2001). Sobre Micorrizas. *Boletín UNAM – DGCS* 274 julio – septiembre. 19 (3).

51. López, L. (2012). Tesis: Producción de raíces finas y micorrización en café (*Coffea arabica* L.) cultivado bajo sistema convencional y orgánico en Turrialba, Costa Rica. 32 - 34 pp.
52. Lozano, J.; Armbrecht, I.; Montoya, J. (s.f.). Composición de hongos formadores de micorriza arbuscular y su efecto sobre la estructura de los suelos en la zona rural de Dagua, valle del Cauca - Colombia.
53. Lugo, A. M. y Cabello, N. M. (2002). Native arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) from mountain grassland (Córdoba, Argentina) I. Seasonal variation of fungal spore diversity. *Mycologia*. 94: 579-586 pp.
54. Miller, S.P. (2000). Arbuscular mycorrhizal colonization of semi.aquatic grasses along a wide hydrologic gradient. *New Phytol.* 145:145-11 pp.
55. Ministerio de Agricultura. Dirección General de Competitividad Agraria. (s.f.). Cartilla N° 7: Condiciones agroclimáticas del cultivo del cafeto. 2 p.
56. Ministerio de Agricultura. (2003). Programa para el Desarrollo de la Amazonía PROAMAZONÍA. Caracterización de las zonas cafetaleras en el Perú. Informe final. Lima. 16-17 pp.
57. Miransari, M.; Bahrami, H.A.; Rejali, F.; Malakouti, M.J. and Torabi, H. (2007). Using arbuscular mycorrhiza to reduce the stressful effects of soil compaction on corn (*Zea mays* L.) growth. *Soil Biology & Biochemistry* 39 (8): 2014- 2026 pp.
58. Molina, E. (s.f.). Caracterización de la micorrización “nativa” en plantaciones de cafeto en diferentes condiciones edafoclimáticas. 63 p. Disponible en:

<http://www.inca.edu.cu/redmicorrizas/docs/posgrados/resultados/15.pdf>.

9/8/16.

- 59.** Montesinos, A.; Segarra, J.G.; Valiente, A.; Verdú, M. (2012). La estructura de la red de hongos micorrícicos arbusculares en plantas. Disponible en: <http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/j.1469-8137.2011.04045.x/full>. 2/8/16.
- 60.** Montilla, E. (s.f.). Caracterización de la micorrización nativa en plantaciones de cafeto en diferentes condiciones edafoclimáticos. 6:21 pp.
- 61.** Oehl, F.; Sieverding, E.; Ineichen, K.; Ris, E.; Bolle, T. & Wiemken. (2005). Community structure of arbuscular mycorrhizal fungi at different soil depths in extensively and intensively managed agroecosystems. *New Phytology*, 165, 273-283 pp.
- 62.** Oliveira, N. A. y Oliveira, L. (2005). Seasonal dynamics of arbuscular mycorrhizal fungi in plantas of *Theobroma grandiflorum* schum and *Paullinia cupana* Mart. Of an agroforestry system in Central Amazonia, Amazonas State, Brazil. *Brazilian J. Microb.* 36: 262-270 pp.
- 63.** Ordoñez, Y. (2009). Interacción sinérgica entre hongos formadores de micorrizas arbusculares *Pseudomonas fluorescens* y su relación en la nutrición vegetal de fósforo. Trabajo de grado.
- 64.** Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación - FAO). (s.f.). Conservación de los recursos naturales para una agricultura sostenible: Materia orgánica y actividad biológica. Disponible

en:http://www.fao.org/ag/ca/Training_Materials/CD27Spanish/ba/organic_mattr.pdf. 17/8/16.

65. Padrón, E. (1996). Diseños experimentales con aplicación a la agricultura y la ganadería. Ed. Trillas. México. 215 p.
66. Paillacho, F. (2010). Evaluación de la efectividad de las micorrizas arbusculares nativas sobre el desarrollo y estado nutritivo del palmito (*Bactris gasipaes* HBK) en etapa de vivero, en Santo Domingo de los Tsáchilas” - Ecuador. Informe del proyecto de investigación presentado como requisito parcial para optar el título de ingeniero agropecuario. 13: 23 pp.
67. Peña-Venegas, C. P.; Cardona, G. I.; Mazorra, A.; Arguellez, J. H. y Arcos, A. L. (2006). Micorrizas Arbusculares de la Amazonía Colombiana. Catálogo ilustrado. Instituto Amazónico de Investigaciones científicas SINCHI.
68. Pérez, A.; Espitia, D. y Martínez, M. (2012). Diversidad de micorrizas arbusculares en agroecosistemas de pastura del departamento de Sucre. 335 p.
69. Pérez, A.; Rojas, J. y Montes, V. (2011). Hongos formadores de micorrizas arbusculares: Una alternativa biológica para la sostenibilidad de los agroecosistemas de praderas en el Caribe Colombiano. 370:372 pp.
70. Phillips, J; Hayman, D. (1970). Improve procedure of clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. Trans. Brit. Mycol. Soc. 55:159-161.

71. Prieto, O.; Belezaca, C.; Mora, W.; Garcés, F.; Sabando, F.; Cedeño, P. (2012). Identificación de hongos micorrízicos arbusculares en sistemas agroforestales con cacao en el trópico húmedo ecuatoriano.
72. Puerta, G. (1998). Calidad en taza de las variedades de *Coffea arabica* L. cultivadas en Colombia. Centro Nacional de Investigaciones de café, Cenicafe, Chinchiná, Caldas – Colombia. 273 p.
73. Ramírez, M. (2014). Evaluación de la diversidad de hongos formadores de micorrizas arbusculares (HFMA) y su relación con el establecimiento de simbiosis con *Physalis peruviana* L. Bogotá – Colombia. 26-27:142 pp.
74. Ranjard, L.; Dequiedt, S.; Jolivet, C.; Saby, N.P.A.; Thioulouse, J.; Harmand, J.; Loisel, P.; Rapaport, A.; Fall, S.; Simonet, P.; Jofre, R.; Bouré, N.C.; Maron, P.; Mougé, C.; Martin, M.P.; Toutain, B.; Arrouays, D.; Lemanceau, P. (2010). Biogeography of soil microbial communities: a review and description of the ongoing French national initiative. *Agronomy for Sustainable Development*, Paris, v. 30, 359-365 pp.
75. Redecker, D.; A., Schüßler; H., Stockinger; S., Stürmer; J., Morton y C., Walker. (2013). Un consenso basado en la evidencia para la clasificación de los hongos micorrízicos arbusculares (Glomeromycota). *Mycorrhiza*: 10.1007/s00572-013-0486-y.
76. Redecker, D. y Raab, P. (2006). Filogenia de la Glomeromycota (hongos micorrízicos arbusculares): evolución reciente y nuevos marcadores genéticos. *Micología* 98:885–895 pp.

77. Reyes, I. (2011). La micorriza arbuscular (MA) centro de la rizósfera: Comunidad microbológica dinámica del suelo. Departamento de Biología, División de CBS. UAM – Iztapalapa. 18-20 pp.
78. Ríos, W. (2010). Biogeografia de bactérias da filosfera de *Maytenus robusta* na Mata Atlântica. Universidade de São Paulo. Piracicaba, Brasil. 13 p.
79. Rivera, R; F., Fernández; A., Hernández; J., R., Triana y Kalyane Fernández. (2003). El Manejo Efectivo de la simbiosis micorrízica, una vía hacia la agricultura sostenible. Estudio de caso: El Caribe – Ciudad de la Habana. 160 p.
80. Robles, C. (1999). Modificaciones en las propiedades físicas, químicas y biológicas de los suelos en respuesta a la actividad de los organismos simbióticos y rizosféricos, en el contexto de una agricultura sostenible. Tesis Doctoral. Universidad Politécnica de Madrid. Madrid, España. 159 p.
81. Robles, C.; Robles–Martínez, M. L. y Monrroy-Díaz, F.B. (2008). Crecimiento y nutrición del maguey mezcalero (*Agave angustifolia* Haw.), bajo condiciones de micorrización arbuscular.
82. Rodríguez, J. (2001). Efecto del biofertilizante Mycoral (micorriza arbuscular) en el desarrollo del café (*Coffea arabica* L.) en vivero en Zamorano, Honduras. 20:29 pp.
83. Ruiz, P.; Rojas, K. y Sieverding, E. (2011). La distribución geográfica de los hongos de micorriza arbuscular: Una prioridad de investigación en la amazonía peruana.

84. Samuels, G.J. (2004). *Trichoderma* a guide to identification and biology. United States Department of Agriculture-Agriculture researcord service. Systematic Botany and Mycology Laboratory. 15-21 pp.
85. Sánchez, C.; Montilla, E.; Rivera, R. y Cupull, R. (2005). Comportamiento de 15 cepas de hongos micorrizógenos (HMA) sobre el desarrollo de posturas de cafeto en un suelo pardo gleyoso. 85 p.
86. Sánchez de Prager, Marina. (1999). Endomicorrizas en agroecosistemas colombianos. Universidad Nacional de Colombia. Palmira.
87. Sánchez, E. (2015). Varietales Caturra y Colombia. Disponible en: <http://lasmariascOFFEE.com.co/tag/variedad-caturra/>. 9/9/16.
88. Schüßler A.; D., Schwarzott and C., Walker. (2001). A new fungal Phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. Mycological Research 105:1413-1421 pp.
89. Sieverding, E. (1986). "El papel de las micorrizas en la agricultura". Suelos Ecuatoriales. Revista de la sociedad colombiana de la ciencia del suelo. Vo. 16, N° 1. 52-53 pp.
90. Sieverding, E. (1989). Aspectos básicos de la investigación micorriza vesículo-arbuscular (MVA), Investigación sobre Micorrizas en Colombia, Palmira Valle, Col.
91. Sieverding, E. (1991). Vesicular-Arbuscular Mycorrhizal in Tropical Agrosystems. Federal Republic of Germany: Deutsche Gesellschaft für Technische Zusammenarbeit (Gtz) GMBH. 371 p.

92. Smith, S. and Read, D. (2008). Mycorrhizal symbiosis, Elsevier Edition. Third Edition. 10-90 pp.
93. Strullu-Derrien, Ch. and Strullu Desire, G. (2007). Mycorrhization of fossil and living plants. C.R. Palevol, 6(7): 483-494 pp.
94. Stürmer, S. L. y J. O. Siqueira (2006). Diversity of Arbuscular Mycorrhizal fungi in Brazilian ecosystems. En F. M. S. Moreira, J. O. Siqueira y L. Brussaard (eds.), *Soil Biodiversity in Amazonian and other Brazilian Ecosystems* (pp. 206-236). Wallingford: CABI Publishing.
95. Sylvia, D.; Fuhrmann, J.; Hartel, P. and Zuberer, D. (2005). Principles and applications of soil microbiology. New Jersey. Second Edition. Chapter 11.
96. Sylvia, D.; Williams, S. (1992). Vesicular-arbuscular mycorrhizae and environmental stress. In: Bethlenfalvay G; Linderman R. Eds. Mycorrhizae in Sustainable Agriculture. *Am. Soc. Agron. Special Publication* Madison, USA. 54: 101-124 pp.
97. Tang, F.; White, J. and Charvat, I. (2001). The effect of phosphorus availability on arbuscular mycorrhizal colonization of *Typha angustifolia*. *Mycología*, 93 (6): 1042-1049 pp.
98. Tapia, G. (2003). Identificación de hongos micorrízicos arbusculares aislados de suelos salinos y su eficiencia en plantas de lechuga. Tesis de doctorado en biotecnología. Tecoman, Colima-Colombia. 10:39 pp.
99. Trent, D. J.; T.J. Svejkar y Blank, R. R. (1994). Mycorrhizal colonization, hyphal lengths, and soil moisture associated with two *Artemisia tridentate*

subspecies. Great Basin. Naturalist. 54:291-300 pp.

100. Vega, M. (2011). "Identificación de micorrizas vesícula – arbusculares en especies agrícolas y forestales en la zona de Tingo María". Tesis de pregrado – Universidad Nacional Agraria de la Selva.
101. Vergara, S. (2012). Reporte de Inteligencia de Mercados. "Café peruano: Aroma y sabor para nosotros y el mundo". Perú. 13:15 - 92 pp.
102. Zhang, T.; C., Tian; Y., Sun; D., Bai y G., Feng. (2012). "Dynamics of arbuscular mycorrhizal fungi associated with desert ephemeral plants in Gurbantunggut Desert." Journal of Arid Land Vol 4(1). : 43-51 pp.

Lincografía

1. Comisión Nacional para el Desarrollo y Vida sin Drogas - DEVIDA. 2016. Historia del Café. Extraída el 27/8/16 desde: <https://www.facebook.com/47498919441/photos/a.477305762321118.128265.474989199219441/1273714896013530/?type=3&theater>.
2. International Culture Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhizal Fungi- INVAM. 2013. West Virginia University. Extraída el 30/9/16 desde: invam.wvu.edu
3. Ministerio de Agricultura y Riego del Perú - MINAGRI. 2016. El cultivo de café es el sustento de 223 mil familias. Extraída el 2/7/16 desde: <http://elcomercio.pe/economia/peru/minagri-cultivo-cafe-sustento-223-mil-familias-noticia-1907180>.

4. Plan Estratégico Regional Agrario. 2009/Referencia Oficina Nacional de Evaluación de Recursos Naturales - ONERN. 1992. Diagnóstico y marco estratégico de la biodiversidad para la promoción del ecoturismo y zonas potenciales en la región de San Martín. Parte II: Diagnóstico de la biodiversidad para la promoción del ecoturismo. Extraída 11/09/16 desde: http://www.promamazonia.org.pe/wfr_Descarga2.aspx.
5. Taxonomía of Arbuscular Fungi por Janusz Blaszkowski. 2003. Extraída 27/9/16 desde: <http://www.zor.zut.edu.pl/Glomeromycota/Introduction.html>.
6. Universidad Nacional de Almería. Myco-Ual. Área de Botánica. Departamento de Biología y Geología. s.f. Extraída el 22/6/16 desde: <http://www.ual.es/GruposInv/myco-ual/micorr.htm>.

ANEXO

Anexo 1. Datos climatológicos de los meses de colecta del material biológico (suelo y raíces) de las tres localidades (Aviación, Buena Vista y Los Ángeles) de la región San Martín en los años 2015 - 2016.

Provincia de Lamas (Aviación)

TEMPERATURA MEDIA MENSUAL °C												
AÑO	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SET	OCT	NOV	DIC
2015	24,5	24,0	23,5	23,3	23,3	23,1	23,3	24,4	25,2	24,8	25,1	24,0
2016	26,3	23,8	24,0	24,0	23,7	23,2	23,7	24,1				

HUMEDAD RELATIVA MEDIA PROMEDIO MENSUAL %												
AÑO	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SET	OCT	NOV	DIC
2015	84	84	85	87	88	87	86	83	81	83	82	86
2016	79	87	87	87	88	88	86	86				

PRECIPITACION TOTAL MENSUAL (mm)												
AÑO	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SET	OCT	NOV	DIC
2015	218,9	222,7	172,1	284,8	143,7	106,4	62,3	74,8	49,7	134,5	144,7	155,7
2016	24,2	229,2	249,6	135,7	126,0	69,4	21,8	47,0				

Fuente: SENAMHI 2015-2016.

Provincia de El Dorado (Buena Vista)

TEMPERATURA MEDIA MENSUAL °C												
AÑO	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SET	OCT	NOV	DIC
2015	22	23,1	22,7	22,7	22,5	22,3	22,6	23,1	23,7	23,8	24,2	22,8
2016	25,1	23	23,4	23,5	23,4	22,4	22,9	23,1				

HUMEDAD RELATIVA MEDIA PROMEDIO MENSUAL %												
AÑO	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SET	OCT	NOV	DIC
2015	87	84	86	86	86	84	82	80	79	81	81	85
2016	77	88	86	85	83	81	79	79				

PRECIPITACION TOTAL MENSUAL (mm)												
AÑO	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SET	OCT	NOV	DIC
2015	216,5	162,5	220,3	146,3	114,5	42,7	96,9	82,3	40,7	141,2	167,4	242,7
2016	66,6	212,4	180,8	184,9	96,1	43	26,6	59,5				

Fuente: SENAMHI 2015-2016.

Provincia de Moyobamba (Los Ángeles)

TEMPERATURA MEDIA MENSUAL °C												
AÑO	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SET	OCT	NOV	DIC
2015	26,1	25,7	25,8	25	25,3	24,8	25	26	27	27	27	26,5
2016	28,6	26,4	26,2	26,1	26	25,1	25,2	26				

HUMEDAD RELATIVA MEDIA PROMEDIO MENSUAL %												
AÑO	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SET	OCT	NOV	DIC
2015	80	85	84	88	86	84	83	78	76	77	79	80
2016	72	83	84	85	85	84	84	80				

PRECIPITACION TOTAL MENSUAL (mm)												
AÑO	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SET	OCT	NOV	DIC
2015	176,7	151,7	163,7	282,3	120,9	72,7	59,7	87,1	40,5	103,4	194,1	120,5
2016	40,2	226,4	384,7	162,4	98	74,5	45,3	49,3				

Fuente: SENAMHI 2015-2016.

